

Vorkommen und Abbau von Teerölschadstoffen unter instationären Fließ- und Redoxbedingungen

DISSERTATION

zur Erlangung des akademischen Grades

Doktor rerum naturalium (Dr. rer. nat.)

vorgelegt

der Fakultät Umweltwissenschaften
der Technischen Universität Dresden

von

Helena Salowsky, geboren am 18. Februar 1973 in Mannheim

Gutachter:

Prof. Dr. Peter Werner

Technische Universität Dresden, Fakultät Umweltwissenschaften

Dr. Axel René Fischer

Technische Universität Dresden, Fakultät Umweltwissenschaften

Prof. Dr. Andreas Tiehm

DVGW-Technologiezentrum Wasser, Abteilung Umweltbiotechnologie und Altlasten

eingereicht am: 05.05.2015

Tag der Verteidigung: 25.11.2015

Erklärung des Promovenden

Die Übereinstimmung dieses Exemplars mit dem Original der Dissertation zum Thema:

„Vorkommen und Abbau von Teerölschadstoffen unter instationären Fließ- und Redoxbedingungen“

wird hiermit bestätigt.

Dresden, 25.11.2015

Vorwort

Die Arbeiten zur vorliegenden Dissertation wurden im Rahmen des vom Land Rheinland-Pfalz und den Stadtwerken Germersheim geförderten Projektes „Modellhafte Entwicklung und Erprobung eines integrierten NA-Handlungskonzepts für Standorte mit instationären Fließ- und Redoxbedingungen am Beispiel des ehemaligen Gaswerks Germersheim unter Berücksichtigung der Schadstoffgruppen PAK, BTEX und NSO-Heterozyklen“ durchgeführt.

Während meiner Zeit als Doktorandin am TZW in Karlsruhe wurde ich von vielen Personen unterstützt. Bei ihnen möchte ich mich an dieser Stelle bedanken.

Bei Prof. Dr. Peter Werner für die Übernahme der wissenschaftlichen Betreuung sowie die Begutachtung der Dissertation.

Bei Dr. Axel Fischer für das Interesse an meiner Arbeit sowie die Übernahme der Begutachtung.

Bei Prof. Dr. Andreas Tiehm für die Überlassung und Betreuung des spannenden Themas sowie die Begutachtung der Dissertation.

Bei den Projektpartnern vom Engler-Bunte-Institut, Udo Karch, Robert Mussnug und Jörg Riedl, sowie Wolfgang Schäfer vom Steinbeis-Transferzentrum für die gute Zusammenarbeit.

Bei meinen Kolleginnen und Kollegen am TZW - für Rat, Tat und Diskussion und viele lustige Stunden bei der Arbeit und darüber hinaus. Für Hilfe im Labor und als Ansprechpartner für Versuchsplanungen danke ich Silke Kraßnitzer, Carmen Kraffert, Heico Schell, Claudia Stange, Anna-Lena Schneider und Axel Müller. Ein besonderer Dank gilt meinen Mit-Doktoranden Natalie Schmidt, Sarah Gaza, Johannes Otto, Irene Kranzioch und Anna-Lena Schneider. Bei Christa Reimold möchte ich mich für ihre Geduld und ihren Rat in allen Formatierungsfragen bedanken.

Für die Hilfe bei zahlreichen Probenahmen im Feld und der Gelassenheit im Angesicht angreifender Schwäne, steckenbleibender Autos oder plötzlich verschlossener Schranken danke ich stellvertretend für alle anderen Diplomanden, Azubis und Hiwis Anna-Lena Schneider, Julia Nuber, Irina Spuling und Nora Herborn.

Ohne die Unterstützung meiner Familie hätte ich diese Arbeit nicht beenden können. Ich danke meinen Eltern Ingrid und Joachim Utz für Zuspruch, Begeisterung und das Korrekturlesen. Meinem Mann Rüdiger und meinen beiden Söhnen Marius und Jonathan für ihre Geduld, ihre Liebe und ihr Verständnis, ihr seid die Besten...!

Kurzfassung

Teeröl verarbeitende Betriebe, Gaswerke und Altablagerungen mit Gaswerksrückständen haben in der Vergangenheit eine Vielzahl lang andauernder Boden- und Grundwasserkontaminationen verursacht. Natürliche Abbauprozesse (NA) haben sich zur Reduktion der Schadstofffrachten bereits an vielen Standorten als wirksam erwiesen, wobei bisher in erster Linie Standorte mit stationären Grundwasserfließbedingungen betrachtet wurden [WERNER et al (2008)]. Deutschlandweit existieren jedoch viele Industrieanlagen und Altstandorte in der Nähe großer Flüsse, da über die Flüsse kostengünstig Ausgangsmaterialien an- und Produkte abtransportiert werden konnten. Die Nähe zum Fließgewässer sorgt hierbei an vielen Standorten für instationäre Grundwasserfließ- und Redoxbedingungen.

In dieser Studie wurden erstmals die Auswirkungen instationärer Bedingungen auf NA-Prozesse untersucht. Am Beispiel eines ehemaligen Gaswerks und drei Vergleichsstandorten wurden anhand von Grundwasseruntersuchungen das Schadstoffspektrum umfassend analysiert, die Auswirkungen der instationären Bedingungen auf Schadstoffkonzentrationen und Redoxbedingungen untersucht, sowie in Abbauversuchen in Labormikrokosmen der mikrobiologische Abbau teerölbürtiger Schadstoffe unter instationären Bedingungen nachgewiesen.

Durch die unmittelbare Nähe zum Rhein ist das Grundwasser wechselnden Fließrichtungen und Redoxbedingungen ausgesetzt. Die Anbindung des Grundwasserleiters an das Oberflächengewässer und dessen Einfluss auf Grundwasserfließverhalten und Redoxbedingungen wurden mithilfe engmaschiger Beprobungen und einer Multiparametersonde belegt. Grundwasserproben des Standorts wurden mittels GC MS auf insgesamt mehr als 100 teerölbürtige Verbindungen untersucht. Neben den routinemäßig an teerölbelasteten Standorten untersuchten BTEX-Aromaten und EPA-PAK wurde eine Vielzahl weiterer mono- und polyaromatischer Kohlenwasserstoffe, kurzkettiger Alkylphenole sowie insbesondere heterozyklischer Kohlenwasserstoffe analysiert. Zusätzlich zu den EPA-PAK und BTEX-Aromaten erwiesen sich Indan und Inden, sowie viele NSO-HET als besonders relevant. Schadensherdnah sind dies vor allem Chinolin, 2-Methylchinolin, Dibenzothiophen, Benzofuran und Dibenzofuran, im weiteren Abstrom werden insbesondere 2,4 und 2,6-Dimethylchinolin, 3- und 5-Methylbenzothiophen, 2- und 3-Methylbenzofuran sowie 2-Methyldibenzofuran nachgewiesen. Auf Basis der Felddaten (Schadstoffe, Toxizität, Redoxzonierung) und der mikrobiologischen Abbauversuche im Labor wurden natürliche mikrobiologische Abbauprozesse unter wechselnden Redoxbedingungen nachgewiesen und erstmals die Wirksamkeit von natürlichen Abbauprozessen auch unter diesen instationären Bedingungen gezeigt. Die gewonnenen Erkenntnisse können bei der Bearbeitung anderer Standorte mit instationären Bedingungen eingesetzt werden.

Abstract

In the past tar oil processing plants, gasworks sites and abandoned sites contaminated with gasworks residues have been the cause of a number of long-lasting soil and groundwater pollution incidents. Although natural attenuation processes have proven to effectively reduce pollutant loads, primarily sites with stationary groundwater flow have been considered in research projects to date [WERNER et al (2008)]. As many industrial and abandoned waste sites in Germany are located in immediate proximity to rivers, these sites are however mainly affected by transient groundwater flow and redox conditions.

To our knowledge, in this study the influence of transient groundwater flow and redox conditions on natural attenuation processes was examined for the first time. *In situ* Field studies were performed at a former gasworks site and compared to three reference sites. Due to its proximity to the River Rhine the location of the field study is exposed to changing groundwater flow directions and redox conditions. This was confirmed by water sampling in close intervals and using a multi-parameter probe. Results from field studies were confirmed by microbial degradation experiments under laboratory conditions.

In addition to routinely examined BTEX and EPA-PAH, in this study numerous other mono- and poly-aromatic hydrocarbons (>100 substances), in particular heterocyclic aromatic hydrocarbons (NSO-HET), were analysed by GC-MS. Indane and indene, as well as many NSO-HET proved to be particularly relevant. Close to contamination sources mainly quinolin, 2-methyl-quinolin, dibenzothiophene, benzofuran and dibenzofuran are detected. At the plume fringes 2,4 and 2,6-di-methyl-quinolin, 3- and 5-methyl-benzo-thiophene, 2 - and 3-methyl-benzofuran and 2-methyl-dibenzofuran are measured.

The present study demonstrates the effectiveness of natural attenuation processes under changing redox conditions and transient groundwater flow based on contaminant concentrations and patterns, luminescent bacteria inhibition tests, hydro-chemical analysis, microbiological assessment as well as laboratory experiments. It is anticipated that these findings will be invaluable for the remediation of other contaminated sites under non-stationary conditions.

Inhaltsverzeichnis

Vorwort	I
Kurzfassung	II
Abstract	III
Inhaltsverzeichnis	IV
Abkürzungsverzeichnis	VIII
Tabellenverzeichnis	X
Abbildungsverzeichnis	XIII
1 Einleitung	1
1.1 Stoffgruppen im Teeröl	3
1.1.1 Monoaromatische Kohlenwasserstoffe (MAK)	3
1.1.2 Polyzyklische Aromatische Kohlenwasserstoffe (PAK).....	3
1.1.3 Heterozyklische Kohlenwasserstoffe (NSO-HET).....	4
1.1.4 Kurzkettige Alkylphenole (SCAP)	5
1.2 Natural Attenuation.....	6
1.2.1 Mikrobiologischer Schadstoffabbau	7
1.2.2 Abfolge von Redoxprozessen	9
1.3 Untersuchte Standorte	12
1.3.1 Referenzstandort Gaswerk Germersheim.....	12
1.3.2 Vergleichsstandort I (Gaswerk).....	15
1.3.3 Vergleichsstandort II (Imprägnierwerk).....	16
1.3.4 Vergleichsstandort III (Imprägnierwerk).....	17
2 Aufgabenstellung und Ziel der Arbeit	19
3 Material und Methoden	21
3.1 Tiefenintegrierte Grundwasserprobenahme am Standort.....	21
3.2 Labormikrokosmen, Übersicht und Ansatz.....	21

3.2.1	Aerobe Versuchsansätze	23
3.2.2	Nitratreduzierende Versuchsansätze	23
3.2.3	Eisen(III)reduzierende Versuchsansätze	23
3.2.4	Sulfatreduzierende Versuchsansätze	24
3.2.5	Schadstoffzugabe	24
3.2.6	Probenahme	24
3.3	Physikalisch-chemische Methoden, Bestimmung von Keimzahlen und Toxizität	25
3.3.1	pH-Wert	25
3.3.2	Redoxpotential und Temperatur	25
3.3.3	Sauerstoff	26
3.3.4	Chemischer Sauerstoffbedarf (CSB).....	26
3.3.5	Ammonium.....	26
3.3.6	Eisen (Gesamteisen und Eisen(II))	26
3.3.7	Gelöster organischer Kohlenstoff (DOC)	27
3.3.8	Multiparametermesssonde.....	27
3.3.9	Extraktion und Analytik der organischen Schadstoffe	28
3.3.10	Ionenchromatographie	30
3.3.11	Toxizität	30
3.3.12	Keimzahlbestimmungen nach dem Most Probable Number (MPN)-Verfahren	31
4	Ergebnisse und Diskussion der Felduntersuchungen.....	32
4.1	Grundwasserfließverhalten, Gaswerk Germersheim.....	32
4.2	Hydrochemische Grundwasserbeschaffenheit und mikrobiologische Bestandsaufnahme, Gaswerk Germersheim.....	35
4.2.1	Redoxpotential.....	35
4.2.2	Methan.....	35
4.2.3	Sulfat.....	38
4.2.4	Eisen und Mangan	38
4.2.5	Nitrat	41
4.2.6	Ammonium.....	41
4.2.7	Sauerstoff	41
4.2.8	Mikrobiologische Bestandsaufnahme	44

4.3	Schadstoffbelastung und Ermittlung von Leitsubstanzen unter Einbeziehung der Vergleichsstandorte.....	46
4.3.1	DOC und CSB	46
4.3.2	Nachweis und Relevanz von monoaromatischen Kohlenwasserstoffen	50
4.3.3	Nachweis und Relevanz von polyaromatischen Kohlenwasserstoffen	53
4.3.4	Nachweis und Relevanz von NSO-Heterozyklen	58
4.3.5	Nachweis und Relevanz von SCAP	70
4.3.6	Toxizität	73
4.3.7	Relevante Schadstoffe am Fahnenrand, Gaswerk Germersheim.....	75
4.3.8	Ermittlung von Leitsubstanzen	78
4.4	Einfluss des Oberflächengewässers auf Schadstoffkonzentrationen und Redoxparameter	81
4.4.1	Wöchentliches Monitoring von Schadstoffen und ausgesuchten Redoxparametern an rheinnahen Grundwassermessstellen	81
4.4.2	Multiparameter Grundwassermesssonde	85
4.4.3	Massenbilanz	89
5	Ergebnisse und Diskussion der Laborversuche zum Schadstoffabbau	90
5.1	Sauerstofftoleranz anaerober Bakteriengruppen.....	90
5.2	Abbauversuche in Labormikrokosmen unter wechselnden Redoxbedingungen	96
5.2.1	Abbau von MAK unter wechselnden Redoxbedingungen	97
5.2.2	Abbau von PAK unter wechselnden Redoxbedingungen.....	102
5.2.3	Abbau von NSO-Heterozyklen unter wechselnden Redoxbedingungen	107
5.2.4	Abbau von SCAP unter wechselnden Redoxbedingungen	125
5.2.5	Bilanzierung der Abbauversuche unter wechselnden Redoxbedingungen ...	133
5.3	Vergleichende Diskussion der Felddaten mit den Ergebnissen der Laborversuche	136
6	Schlussbetrachtung.....	138
7	Eigene Veröffentlichungen.....	141
8	Literatur	143
9	Anhang	151

9.1	Strukturformeln und Eigenschaften der zusätzlich zu BTEX und EPA-PAK untersuchten Substanzen	151
9.2	Chemikalien.....	161
9.3	Geräte und Materialien	163
9.4	Verwendete Medien, Ansatz und Auswertung Most–Propable–Number Verfahren (MPN).....	165
9.5	Physikochemische Parameter des Rheinwassers (LUBW).....	167
9.6	Felddaten Referenzstandort Gaswerk Germersheim.....	167
9.7	Felddaten Vergleichsstandort I (Gaswerk)	179
9.8	Felddaten Vergleichsstandort II (Imprägnierwerk).....	181
9.9	Felddaten Vergleichsstandort III (Imprägnierwerk).....	182
9.10	Ergebnisse der Abbauprobversuche eisen(III)reduzierend/aerob.....	185

Abkürzungsverzeichnis

BBodSchG	Bundes-Bodenschutzgesetz
BBodSchV	Bundes-Bodenschutzverordnung
BG	Bestimmungsgrenze
BTEX	Benzol, Toluol, Ethylbenzol, m-, o-, p-Xylol, Styrol, Cumol
CSB	chemischer Sauerstoffbedarf
d	day (Tag)
dem.	Demineralisiert
DNAPL	Dense Non Aqueous Phase Liquid (organische Flüssigphase, höhere Dichte als Wasser)
DOC	Dissolved Organic Carbon (gelöster organischer Kohlenstoff)
DVGW	Deutsche Vereinigung des Gas- und Wasserfachs e.V.
ENA	Enhanced Natural Attenuation (Initiierung, Stimulierung oder Unterstützung natürlicher Schadstoffminderungsprozesse)
EPA-PAK	16 PAK ausgewählt von der amerikanischen Umweltbehörde
GC	Gaschromatographie
GC MS	Gerätekopplung eines Gaschromatographen mit einem Massenspektrometer
GOK	Geländeoberkante
GW	Grundwasser
IC	Ionenchromatographie
IS	Interner Standard
k.A.	keine Angaben
Konz.	Konzentration
KORA	kontrollierter natürlicher Rückhalt und Abbau von Schadstoffen bei der Sanierung kontaminierter Grundwässer und Böden
LABO	Bund / Länder-Arbeitsgemeinschaft Bodenschutz
LCKW	leichtflüchtige chlorierte Kohlenwasserstoffe
LID	Lowest Ineffective Dilution. Hier: Kehrwert der ersten Verdünnungsstufe einer Probe, bei der die Hemmung der Leuchtintensität weniger als 20% beträgt
LUBW	Landesanstalt für Umwelt, Messungen und Naturschutz Baden-Württemberg
MAK	Monoaromatische Kohlenwasserstoffe
min.	Minute
Mio.	Million
MKL	Mittleres Kieslager
MNA	Monitored Natural Attenuation (Überwachung natürlicher Schadstoffminderungsprozesse)
MPN	Most-probable-Number: Verfahren zur Bestimmung von Bakterienpopulationen
MS	Massenspektrometer
NA	Natural Attenuation (natürliche Schadstoffminderungsprozesse)
n.a.	nicht analysiert
NSO-HET	Heterozyklische Kohlenwasserstoffe (C-Atom durch Stickstoff-, Schwefel- oder Sauerstoffatom ersetzt)
OKL	Oberes Kieslager
OZH	Oberer Zwischenhorizont
PAK	Polyaromatische Kohlenwasserstoffe

RP	Redoxpotential
RT	Raumtemperatur (19-24°C)
SCAP	Short Chain Alcyl Phenols (kurzkettige Alkylphenole)
TEA	Terminaler Elektronenakzeptor
TrinkwV	Trinkwasserverordnung
TS	Trockensubstanz
TZW	DVGW-Technologiezentrum Wasser
UBA	Umweltbundesamt
uf	Utilization factor
US-EPA	United States – environmental protection agency (Umweltschutzbehörde der Vereinigten Staaten von Amerika)

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1:	Reaktionsgleichungen des Abbaus von Naphthalin und Energiegewinn ΔG° in Kilojoule pro Elektronenäquivalent (eeq) bei Nutzung verschiedener terminaler Elektronenakzeptoren (TEA) bei pH 7 und 25°C [nach McFARLAND et al (1991)].....	9
Tabelle 2:	Übersicht Labormikrokosmen	23
Tabelle 3:	Anlagebedingungen GC MS	28
Tabelle 4:	Parameterspektrum aller analysierten Substanzen und Bestimmungsgrenzen	29
Tabelle 5:	Betriebsbedingungen und Bestimmungsgrenzen der Ionenchromatographie.....	30
Tabelle 6:	Häufigkeiten der Grundwasserfließrichtungen für das hydrologische Dreieck der Messstellen GWM 1, GWM 13 und GWM 10 für den Zeitraum März 2010 bis Juni 2011 am Standort Gaswerk Germersheim [SCHÄFER (2013)].....	32
Tabelle 7:	Vergleich der dominierenden MAK im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Germersheim und den Vergleichsstandorten: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++	52
Tabelle 8:	Vergleich der dominierenden PAK im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Germersheim und den Vergleichsstandorten: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++	56
Tabelle 9:	Vergleich der dominierenden N-HET im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Germersheim und den Vergleichsstandorten: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++	60
Tabelle 10:	Vergleich der dominierenden S-HET im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Germersheim und den Vergleichsstandorten: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++	64
Tabelle 11:	Vergleich der dominierenden O-HET im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Germersheim und den Vergleichsstandorten: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++	68
Tabelle 12:	Vergleich der SCAP-Konzentrationen im Grundwasser am Referenzstandort Germersheim und Vergleichsstandort III, betroffen sind ausschließlich Messstellen in hoch kontaminierten Bereichen: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++ ...	71

Tabelle 13:	Leitsubstanzen der Schadstoffgruppen MAK, PAK und NSO-HET, unterteilt in Substanzen die vermehrt Schadensherd- oder Fahnenrandbereiche charakterisieren	79
Tabelle 14:	Nachweis von eisen(III)- und sulfatreduzierenden Bakterien nach Kontakt mit Sauerstoff: + → positiver Nachweis, - → Nachweis < Bestimmungsgrenze (BG: 6,6 Zellen/mL) [verändert nach SCHNEIDER (2013)]	90
Tabelle 15:	Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der MAK Benzol, Toluol, Ethylbenzol, Xylole, Styrol, Cumol, Indan und Inden	101
Tabelle 16:	Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau von Naphthalin, Acenaphthylen, Acenaphthen, Fluoren, Phenanthren, Anthracen, Fluoranthren, Pyren, 1-Methylnaphthalin, 2-Methylnaphthalin und 1,4-Dimethylnaphthalin	106
Tabelle 17:	Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der untersuchten stickstoffhaltigen Heterozyklen	114
Tabelle 18:	Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der untersuchten schwefelhaltigen Heterozyklen	119
Tabelle 19:	Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der sauerstoffhaltigen Heterozyklen	124
Tabelle 20:	Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der kurzkettigen Alkylphenole Phenol, Kresole und Dimethylphenole	131
Tabelle 21:	Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der kurzkettigen Alkylphenole Ethylphenole, 3,5-Dimethylphenol, Isopropylphenole, Trimethylphenole, Propylphenole und 3-Ethyl-5-Methylphenol	132
Tabelle 22:	Bedarf an Eisen(III) und Sauerstoff als terminale Elektronenakzeptoren zur vollständigen Mineralisierung der dotierten Schadstoffe	133
Tabelle 23:	Elektronenakzeptorbilanz der drei Versuchsansätze im Zeitraum der eisen(III)reduzierenden Bedingungen	134
Tabelle 24:	Strukturformeln und ausgewählte Eigenschaften so weit verfügbar (Molare Masse, Wasserlöslichkeit, Henry-Koeffizient und Log K_{ow}) der zusätzlich zu BTEX und EPA-PAK untersuchten Substanzen [TIEHM et al (2011), LOSKYLL (2014), ChemIDplus]	151
Tabelle 25:	Bezugsquellen und Qualität, NSO-HET	161
Tabelle 26:	Bezugsquellen und Qualität, SCAP	162
Tabelle 27:	Auswertung und Ansatzbedingungen zur Bestimmung verschiedener Mikroorganismen	165
Tabelle 28:	Verwendete Medien für MPN-Versuchsansätze	166
Tabelle 29:	Ausgewählte Parameter zur Rheinwassergüte im Jahr 2011 [www.lubw.baden-wuerttemberg.de, bearbeitet]	167
Tabelle 30:	Felddaten Gernersheim Juli 2010, Vor-Ort- und hydrochemische Parameter (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)	167

Tabelle 31:	Felddaten Germersheim Juli 2010, MAK-, PAK- und NSO-HET-Konzentrationen (MAK- und PAK-Konzentrationen gemessen von der Abteilung Analytik, TZW)	169
Tabelle 32:	Felddaten Germersheim November 2011, Vor-Ort- und hydrochemische Parameter, MPN- und Toxizitätswerte (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter, MPN, und Toxizitätswerte analysiert von der Abteilung Analytik, TZW).....	171
Tabelle 33:	Felddaten Germersheim November 2011, MAK-, PAK- und NSO-HET-Konzentrationen (MAK- und PAK-Konzentrationen gemessen von der Abteilung Analytik, TZW)	173
Tabelle 34:	Felddaten Germersheim Mai 2012, Vor-Ort- und hydrochemische Parameter, MPN- und Toxizitätswerte (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter, MPN, und Toxizitätswerte analysiert von der Abteilung Analytik, TZW).....	175
Tabelle 35:	Felddaten Germersheim Mai 2012, MAK-, PAK-, SCAP und NSO-HET-Konzentrationen (MAK- und PAK-Konzentrationen gemessen von der Abteilung Analytik, TZW)	177
Tabelle 36:	Vor-Ort-Parameter und geochemische Parameter, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort I (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter analysiert von der Abteilung Analytik, TZW).....	179
Tabelle 37:	MAK-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort I (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)	179
Tabelle 38:	PAK-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort I (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)	180
Tabelle 39:	NSO-HET-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort I	180
Tabelle 40:	Vor-Ort-Parameter und hydrochemische Parameter, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort II (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)	181
Tabelle 41:	MAK-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort II (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)	181
Tabelle 42:	PAK-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort II (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)	181
Tabelle 43:	NSO-HET-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort II ...	182
Tabelle 44:	Vor-Ort-Parameter und geochemische Parameter Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter analysiert von der Abteilung Analytik, TZW).....	182
Tabelle 45:	MAK-Konzentrationen Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)	183
Tabelle 46:	PAK-Konzentrationen im Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW).....	183
Tabelle 47:	NSO-HET-Konzentrationen Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III.....	183
Tabelle 48:	SCAP-Konzentrationen Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III.....	184

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Ausbildung von Redoxzonen unter stationären, effluenten Grundwasserfließbedingungen: Im Zustrom können aerobe Bedingungen vorherrschen, schadensherdnah sind methanogene und sulfatreduzierende Bedingungen zu erwarten, gefolgt von eisen(III)- und nitratreduzierenden Bedingungen. Im unbelasteten Abstrom können sich durch Grundwasserneubildung oder randliche Einmischung wieder aerobe Bedingungen einstellen	10
Abbildung 2: Unter instationären, influenten Grundwasserfließbedingungen sind schadensherdnah methanogene und sulfatreduzierende Bedingungen zu erwarten. Durch Umkehr der Fließrichtung kann es zur Verschleppung von Schadstoffen in Richtung des eigentlichen Zustroms kommen. Durch den Eintrag von Sauerstoff und Nitrat aus dem Oberflächengewässer entstehen im Einflussbereich aerobe bzw. denitrifizierende Bedingungen, durch Ausfällung von Eisen(II) steht Eisen(III) als Elektronenakzeptor zur Verfügung.....	11
Abbildung 3: Lageplan des Standorts „Gaswerk Germersheim“. Eingezeichnet sind die Lage der Messstellen, der Bereich des ehemaligen Gaswerks, sowie die Lage der Sekundärschadensherde um GWM 9 (verfüllter Teich) und GWM 16 (ehemaliges Imprägnierwerk). Auf Grundlage der im Rahmen des Projektes gewonnenen Felddaten wurden rheinnah vier weitere Grundwassermessstellen errichtet: GWM 25, GWM 26, GWM 27 und GWM 28	13
Abbildung 4: Lage der Gaswerksfläche im schematischen, geologischen West-Ost-Schnitt durch den Oberrheingraben [HGK (2007), bearbeitet]	15
Abbildung 5: Grundwasserentnahmestellen für Labormikrokosmen	22
Abbildung 6: Anaerobbox (links) und Mikrokosmos im Anaerobtopf (rechts)	25
Abbildung 7: Anaerob inkubierte MPN-Ansätze zur Bestimmung sulfatreduzierender Bakterien (linkes Bild) und Mikrotiterplatte mit bewachsenen Röhrchen (rechtes Bild)	31
Abbildung 8: Rheinpegel in m über NN gemessen im Hafen Germersheim während der verschiedenen am Standort durchgeführten Feldarbeiten und Probenahmekampagnen (Zeitpunkte rot markiert).....	34
Abbildung 9: Gemessenes Redoxpotential im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Je größer das Kreisdiagramm, desto niedriger das Redoxpotential. Niedrige Redoxpotentiale werden vor allem im Bereich des ehemaligen Gaswerks nachgewiesen, starke Schwankungen im Bereich der rheinnahen Messstellen z.B.: GWM 17 im November 2011 und Mai 2012.....	36
Abbildung 10: Methankonzentrationen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Methanogene Prozesse im Bereich des verfüllten Teichs um GWM 9 und im Bereich des Bornpfuhls (B6), starke Schwankungen vor allem in GWM 15	37
Abbildung 11: Sulfatkonzentrationen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Hohe Sulfatkonzentrationen im Bereich des ehemaligen Gaswerks resultieren evtl. aus dem Abbruch der Gebäude. Sulfat ist als Elektronenakzeptor flächendeckend vorhanden.....	39

Abbildung 12: Eisen(II)konzentrationen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Eisen(III)reduktion vor allem im Bereich des ehemaligen Gaswerks und nahe des Altrheinarms Bornpfohl (Messstelle B6) am südwestlichen Randbereich des ehemaligen Gaswerks.....	40
Abbildung 13: Nitratkonzentrationen zum Zeitpunkt der Probenahmekampagnen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Nachweis von Nitrat vor allem an den Fahnenrandbereichen rheinnah (GWM 17, GWM 11, GWM 21) und am Altrheinarm Bornpfohl (GWM 1), aber auch im Bereich des ehemaligen Imprägnierwerks (GWM 16).....	42
Abbildung 14: Ammoniumkonzentrationen zum Zeitpunkt der Probenahmekampagnen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Nachweis von Ammonium verstärkt im Bereich des ehemaligen Gaswerks, zu den Fahnenrändern hin abnehmende Konzentrationen.	43
Abbildung 15: Im Grundwasser nachgewiesene Bakteriengruppen (November 2011). Aerobe Schadstoffverwerter und eisen(III)reduzierende Bakteriengruppen werden in nahezu jeder Messstelle nachgewiesen, der Nachweis von denitrifizierenden und sulfatreduzierenden Bakterien ist auf wenige Messstellen beschränkt	44
Abbildung 16: Im Grundwasser nachgewiesene Bakteriengruppen (Mai 2012). Auffällig sind die hohen Keimzahlen in den neu gebauten Messstellen GWM 27, GWM 25 und GWM 26	45
Abbildung 17: DOC zum Zeitpunkt im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Hohe DOC-Werte am Rand des Altrheinarms Bornpfohl (GWM 1 und B6), schwankende DOC-Konzentrationen rheinnah in GWM 20.....	48
Abbildung 18: CSB im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Hohe CSB-Werte im Grundwasser der Belastungsschwerpunkte im Bereich des ehemaligen Gaswerks, der Auffüllung (GWM 9) und des ehemaligen Imprägnierwerks (GWM 16).....	49
Abbildung 19: MAK-Konzentrationen und –profile im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Auffällige Konzentrationsschwankungen und Änderungen der Schadstoffprofile im Bereich des ehemaligen Gaswerks (GWM 24) und rheinnah (GWM 15). Indan in hohen Konzentrationen schadensherdnah und im Abstrom	51
Abbildung 20: PAK-Konzentrationen und –profile im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Nachweis von Naphthalin in den Schadensherden des ehemaligen Gaswerks (GWM 24), der Auffüllung (GWM 9) und der ehemaligen Imprägnieranstalt (GWM 16)	55
Abbildung 21: Schadstoffkonzentrationen und –profile im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012 am Beispiel der stickstoffhaltigen Heterozyklen (N-HET). Carbazol ist dominierend sowohl schadensherdnah als auch im Abstrom, auffälliger Nachweis von Carbazol in GWM 20 im November 2011	59
Abbildung 22: Schadstoffkonzentrationen und –muster im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012 am Beispiel der schwefelhaltigen Heterozyklen (S-HET). Auffällige Konzentrationsschwankungen in GWM 15, Nachweis von 2- und 3-Methylthiophen im Grundwasser des ehemaligen Gaswerks im November 2011	63
Abbildung 23: Schadstoffkonzentrationen und –muster im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012 am Beispiel der sauerstoffhaltigen Heterozyklen (O-HET).	

Nachweis von Dibenzofuran vor allem schadensherdnah, Benzofuran nur im Bereich des ehemaligen Gaswerks (GWM 24), starke Konzentrationsschwankungen in GWM 15	67
Abbildung 24: Schadstoffkonzentrationen und –muster im Mai 2012 am Beispiel der kurzkettigen Alkylphenole (SCAP). Die Belastungen beschränken sich auf das Grundwasser der schadensherdnahen Messstellen (GWM 7, GWM 9 und GWM 16)	70
Abbildung 25: Toxizität der Grundwasserproben im November 2011 und Mai 2012 anhand des LID-Wertes (Lowest Ineffective Dilution). Hohe Toxizität im Bereich der Auffüllung um GWM 9, deutliche Abnahme der Toxizität im Abstrom, keine nachweisbaren Toxizitäten im Grundwasser der westlichen und östlichen Fahnenrandbereiche	73
Abbildung 26: MAK (links) und PAK (rechts) am rheinnahen Fahnenrand. Neben Benzol und den Xylenen dominiert Indan bei den MAK, bei den PAK ist Acenaphthen die dominierende Substanz	75
Abbildung 27: NSO-HET am rheinnahen Fahnenrand. Dominierende S-HET: methylierte Benzothiophene, Thiophene und Dibenzothiophene (linke Tabelle). Dominierende O-HET und N-HET: methylierte Benzofurane, Dibenzofurane, Chinoline und Carbazol (rechte Tabelle)	76
Abbildung 28: Veränderung der Schadstoffkonzentrationen in Abhängigkeit zum Rheinpegel: Anstieg der Schadstoffkonzentrationen bei sinkendem, Rückgang der Schadstoffgehalte bei steigendem Rheinpegel	82
Abbildung 29: Nitratkonzentrationen im Grundwasser der Messstelle GWM 15 in Abhängigkeit zum Rheinpegel. Eintrag von Nitrat im Rahmen steigender Rheinpegel im Zeitraum Juni bis September 2011	83
Abbildung 30: Sulfatkonzentrationen im Grundwasser der Messstelle GWM 15 in Abhängigkeit zum Rheinpegel	84
Abbildung 31: Einfluss des Grundwasserpegels (dunkelblau) auf Sauerstoffkonzentration (hellblau), Redoxpotential (grün), Leitfähigkeit (schwarz) und pH-Wert (orange) im Grundwasser der Messstelle GWM 17 (September 2011 bis August 2012)	86
Abbildung 32: Einfluss des Grundwasserstandes (dunkelblau) auf Sauerstoffkonzentration (hellblau) und Redoxpotential (grün) im Grundwasser der Messstelle GWM 17 (Dezember 2011 bis Februar 2012) ..	87
Abbildung 33: Einfluss des Wasserpegels auf den Sauerstoffgehalt im Grundwasser der Messstelle GWM 17 (September 2011 bis August 2012)	88
Abbildung 34: Zellzahlen von eisen(III)- und sulfatreduzierenden Bakterien, sowie Eisen(II)-, Sulfatkonzentration und Sauerstoffkonzentrationen	91
Abbildung 35: Abbau der untersuchten MAK im Versuchszeitraum im Vergleich zur Sterilkontrolle	97
Abbildung 36: Abbau der untersuchten MAK in Mikrokosmen unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)reduzierend und aerob	98
Abbildung 37: Veränderung der prozentualen MAK-Zusammensetzung über die Versuchsdauer	98
Abbildung 38: Abbau der untersuchten PAK im Versuchszeitraum im Vergleich zur Sterilkontrolle	102

Abbildung 39: Abbau der untersuchten PAK unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)reduzierend und aerob	103
Abbildung 40: Veränderung der prozentualen PAK-Zusammensetzung über die Versuchsdauer	104
Abbildung 41: Abbau der untersuchten NSO-HET im Versuchszeitraum im Vergleich zur Sterilkontrolle.....	107
Abbildung 42: Abbau der untersuchten N-HET unter wechselnden Bedingungen eisen(III)reduzierend und aerob	109
Abbildung 43: Prozentuale Zusammensetzung der stickstoffhaltigen Heterozyklen über die Versuchsdauer.....	110
Abbildung 44: Abbau der untersuchten S-HET unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)reduzierend und aerob	115
Abbildung 45: Änderung der prozentualen Anteile der schwefelhaltigen Heterozyklen im Versuchsverlauf.....	116
Abbildung 46: Abbau der untersuchten O-HET unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)reduzierend und aerob	120
Abbildung 47: Änderung der prozentualen Zusammensetzung der sauerstoffhaltigen Heterozyklen im Versuchsverlauf.....	121
Abbildung 48: Abbau der untersuchten SCAP im Versuchszeitraum im Vergleich zur Sterilkontrolle.....	125
Abbildung 49: Abbau von SCAP unter wechselnden Bedingungen eisen(III)reduzierend und aerob	126
Abbildung 50: Veränderung der Schadstoffprofile der kurzkettigen Alkylphenole im Versuchsverlauf.....	127
Abbildung 51: Abbau von SCAP unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)reduzierend und aerob	127
Abbildung 52: Veränderung der Schadstoffprofile der kurzkettigen Alkylphenole im Versuchsverlauf.....	128

1 Einleitung

Altstandorte und Altablagerungen stellen gravierende ökologische Belastungen dar. Im Jahr 2013 waren deutschlandweit mehr als 315.000 Altstandorte und Altablagerungen erfasst [UBA (2014)]. Diese verursachen schädliche Bodenveränderungen, Kontaminationen der Luft und des Grundwassers und damit Gefahren für Mensch und Umwelt.

In Deutschland stammt ca. 70% des Trinkwassers aus Grundwasser. Damit ist Grundwasser die wichtigste Trinkwasserressource [TIEHM (2014)]. Als Grundwasserleiter wird ein Gesteinskörper verstanden, der Hohlräume wie Poren oder Klüfte enthält und daher geeignet ist, Grundwasser zu leiten. Gesteinskörper, die im Vergleich dazu gering wasserdurchlässig sind, werden als Grundwasserhemmer bezeichnet, ein wasserundurchlässiger Gesteinskörper wird als Grundwassernichtleiter bezeichnet [HÖLTING et al (2013)]. Im besten Fall schützen wasserundurchlässige Sedimentschichten das Grundwasser vor Kontaminationen. Spätestens seit den 1980er Jahren allerdings sind weiträumige Grundwasserkontaminationen bekannt, die durch Altlastenstandorte bzw. Altablagerungen verursacht wurden. Ehemalige Gaswerks- und Kokereistandorte sind deutschlandweit in ca. 1.400 Fällen für Boden- und Grundwasserkontaminationen verantwortlich [WERNER et al (2008)]. Durch die Entgasung von Kohle wurde in Gaswerken das sogenannte Leuchtgas oder Stadtgas hergestellt. Durch Erhitzen der Kohle unter Luftabschluss entstanden neben dem Gas verschiedene Nebenprodukte wie beispielsweise Koks, Teer und Teeröle, Benzol, Phenole, Ammonium und Sulfat [GROH et al (2003)]. Viele dieser Produkte wurden weiter genutzt und als Rohstoffe für die chemische Industrie oder im Fall der Teeröle zur Imprägnierung von Bahnschwellen, Telefonmasten und Dachpappe eingesetzt. Gefährliche Grundwasser- und Bodenverschmutzungen durch Teeröle sind häufig zu finden, da praktisch jede Stadt über mindestens ein Gaswerk verfügte. Gefahren für Grundwasser und Boden durch Verschmutzungen sind hierbei sowohl auf Unkenntnis, Nachlässigkeit und Fahrlässigkeit zurückzuführen. Teerölbürtige Schadstoffe weisen meist eine geringe Wasserlöslichkeit auf, und die Dichte ist häufig höher als die von Wasser. Aufgrund dieser Eigenschaften werden sie auch als DNAPL bezeichnet (dense non aqueous phase liquids). Dies hat zur Folge, dass die Schadstoffe sich vertikal bis zum Grundwasserhemmer bewegen und so den gesamten Grundwasserleiter kontaminieren können [WERNER et al (2008)].

Teeröle sind äußerst komplexe Schadstoffgemische, die sich je nach eingesetzter Kohle und angewandtem Entgasungsverfahren in ihrer Zusammensetzung stark unterscheiden können. Schätzungsweise bestehen Teeröle zu 85% aus polyaromatischen Kohlenwasserstoffen, zu 10% aus Phenolen und zu 5% aus heterozyklischen Kohlenwasserstoffen. Einen Anteil von weniger als einem Prozent machen die leichtflüchtigen Kohlenwasserstoffe aus [MUELLER et al (1989)]. Eine durch Teeröl verursachte Kontamination des Grundwassers setzt sich auf-

grund unterschiedlicher Wasserlöslichkeiten grundlegend anders zusammen als die ursprüngliche Ausgangskontamination. Es dominieren Phenole vor heterozyklischen Verbindungen, den monoaromatischen und polyaromatischen Kohlenwasserstoffen. Die heterozyklischen Verbindungen können einen Anteil von bis zu 40% erreichen [ZAMFIRESCU et al (2001)]. Bei den heterozyklischen Verbindungen ist ein Kohlenstoffatom im Ringsystem durch ein Stickstoffatom (N-HET), Schwefelatom (S-HET) oder Sauerstoffatom (O-HET) ersetzt. Die Verbindungen erhalten hierdurch eine höhere Polarität, wodurch die Wasserlöslichkeit der heterozyklischen Verbindungen wesentlich höher sein kann, als die der analogen PAK.

Routinemäßig werden an teerölkontaminierten Standorten wie an ehemaligen Gaswerken nur verhältnismäßig wenige Substanzen untersucht. Hierzu gehören die durch die amerikanische Umweltbehörde festgelegten 16 EPA-PAK und acht als BTEX zusammengefasste monozyklische aromatische Kohlenwasserstoffe [BBodSCHV (1999)]. Aufgrund der höheren Wasserlöslichkeit der nicht routinemäßig untersuchten Phenole und NSO-HET kann es an diesen Standorten zu einer Unterschätzung der Schadstoffbelastung sowie der Ausdehnung der Schadstoffahne kommen. Auch monoaromatische Substanzen, die nicht mit dem Summenparameter BTEX erfasst werden, wie beispielsweise Indan und Inden, können entscheidend zur Grundwasserkontamination beitragen. Im Rahmen einer von der LABO beauftragten Studie wurde die Ökotoxizität mithilfe verschiedener Testverfahren für ausgewählte NSO-HET, Indan und Inden untersucht und nachgewiesen [TIEHM et al (2014)].

Die Problematik teerölkontaminierter Standorte ist nicht auf Deutschland begrenzt, sondern verursacht in weiten Teilen der industrialisierten Welt dauerhafte Kontaminationen in Böden und Grundwässern [FERGUSON (1999), PANAGOS et al (2013)]. Die Bearbeitung von Altlastenfällen begann in Deutschland in den 1980er Jahren und wird noch viele Jahre andauern. Die Verfahren zur Sanierung sind vielfältig und haben sich mit den Jahren ständig weiterentwickelt. Inzwischen sind auch Verfahren im Einsatz, die weniger auf besonderen und kostenintensiven Techniken beruhen, sondern sich die natürlichen Reinigungskräfte der Grundwasserbiozönose zunutze machen.

1.1 Stoffgruppen im Teeröl

1.1.1 Monoaromatische Kohlenwasserstoffe (MAK)

Monoaromatische Kohlenwasserstoffe besitzen ein aromatisches Ringsystem. In der Altlastenbearbeitung wird stellvertretend für diese Stoffklasse oft der Summenparameter BTEX untersucht. Hierzu gehören laut BBodSchV (1999) die Einzelsubstanzen Benzol, Toluol, Ethylbenzol, ortho-, meta- und para-Xylol sowie Styrol und Cumol. Sie gehören zu den leichtflüchtigen Kohlenwasserstoffen. Die BTEX zählen zu den häufigsten organischen Grundwasserkontaminationen in Deutschland, denn Vertreter der Stoffgruppe werden in vielen Branchen als Rohstoff genutzt (Heiz- und Treibstoffe), aber auch häufig als organisches Lösungsmittel in der chemischen Industrie eingesetzt [WABBELS et al (2008)]. Im Teeröl selbst machen die Verbindungen nur einen geringen Anteil aus. Aufgrund der guten Wasserlöslichkeit sind sie jedoch im Grundwasser mobil und werden häufig an teeröl-kontaminierten Standorten nachgewiesen. BTEX besitzen sowohl kanzerogenes als auch mutagenes Potential, sind ökotoxikologisch relevant [DAWSON et al (2007)] und haben zudem negative Auswirkungen auf das Wachstum von Pflanzen [AN (2004)]. Neben den acht Routineparametern BTEX treten an teerölkontaminierten Standorten auch weitere monoaromatische Kohlenwasserstoffe auf, beispielsweise Indan und Inden. Sie besitzen ein bizyklisches, monoaromatisches Ringsystem und sind weniger leichtflüchtig als beispielsweise Benzol. Beide Substanzen kommen in Steinkohleteer vor. Sie finden aber auch Verwendung in der chemischen Industrie, beispielsweise als Lösungsmittel oder derivatisiert in der Pharmaindustrie [CANTIN et al (2007)]. Auch Indan und Inden besitzen ökotoxisches Potential [TIEHM et al (2014)] und rücken aufgrund ihrer Persistenz immer mehr in den Fokus der Altlastenbearbeitung. Die Strukturformeln und einige wichtige Eigenschaften der Substanzen sind in Tabelle 24, Anhang 9.1 aufgeführt.

1.1.2 Polyzyklische Aromatische Kohlenwasserstoffe (PAK)

Polyzyklische aromatische Kohlenwasserstoffe besitzen mindestens zwei kondensierte aromatische Ringsysteme. Die Eigenschaften hängen stark von der Anzahl der Ringe ab. Je mehr Ringe die Substanz aufweist, desto hydrophober bzw. lipophiler ist sie. Die Stoffgruppe umfasst geschätzte 10.000 Verbindungen [UBA (2012)]. Vertreter der Stoffklasse sind in der Umwelt weit verbreitet. Sie können bei natürlichen Prozessen wie Vulkanausbrüchen, Gewittern und Waldbränden entstehen, gelangen aber in weitaus größerem Maße durch anthropogene Tätigkeiten in die Umwelt. Oft liegt ihrer Entstehung die unvollständige Verbrennung organischen Materials zugrunde [LFU (1997), UBA (2012)]. PAK sind Bestandteile von Bauschutt, finden sich in Autoabgasen und Tabakrauch und werden in gegrillten

oder geräucherten Lebensmitteln nachgewiesen. Während PAK durch die genannten Prozesse nach wie vor in die Umwelt gelangen, sind die PAK-Kontaminationen, die aus Altlastenstandorten entstanden, noch lange nicht beseitigt. PAK sind natürliche Bestandteile von Kohle und Erdöl. Bei der Erzeugung von Gas durch Entgasung von Kohle in städtischen Gaswerken entstanden große Mengen PAK-haltiger Produktionsrückstände. Diese wurden häufig unsachgemäß gelagert und gelangten in großem Maßstab in Böden und Grundwässer. PAK besitzen mutagene, kanzerogene und ökotoxische Eigenschaften [LFU (1997), HAESELER et al (1999), CRONE et al (2010)] und sind zudem häufig persistent. Die PAK-Analytik an teerölkontaminierten Standorten in Deutschland erfolgt meist in Bezug auf 16 von der amerikanischen Umweltbehörde festgelegte Substanzen (EPA-PAK). In vorliegender Studie wurden zusätzlich 1- und 2-Methylnaphthalin und 1,4-Dimethylnaphthalin betrachtet. Die methylierten Naphthaline sind ebenfalls häufig an teerölkontaminierten Standorten vertreten. Während 2-Methylnaphthalin häufig in Schadensherdnähe nachgewiesen wird, finden sich 1-Methylnaphthalin und 1,4-Dimethylnaphthalin auch im weiteren Abstrom und können hier entscheidend zur PAK-Gesamtkonzentration beitragen [TIEHM et al (2011b)]. Die Toxizität dieser Substanzen ist seit langem bekannt und beschrieben [SÆTHRE et al (1984), MURATA et al (1993), MURATA et al (1997)]. Die Strukturformeln und einige wichtige Eigenschaften der PAK sind in Tabelle 24, Anhang 9.1 aufgeführt.

1.1.3 Heterozyklische Kohlenwasserstoffe (NSO-HET)

Das Unterscheidungsmerkmal zwischen den PAK und den NSO-Heterozyklen sind Stickstoff-, Schwefel-, oder Sauerstoffheteroatome, welche ein oder mehrere Kohlenstoffatome in der Ringstruktur ersetzen. Die Ringstruktur kann aromatisch sein, es gibt jedoch auch nicht-aromatische heterozyklische Kohlenwasserstoffe. Die Anwesenheit des Heteroatoms in der Ringstruktur bewirkt eine spezielle Reaktivität, weswegen sich heterozyklische Verbindungen in ihren chemischen Eigenschaften zum Teil stark von ihren carbozyklischen Analoga unterscheiden können [VOLLHARDT et al (2003)]. Es existieren viele Quellen für heterozyklische Kohlenwasserstoffe. Wie die PAK können sie natürlicherweise bei Vulkanausbrüchen, Waldbränden und Gewittern entstehen, auch sind sie Bestandteile von sekundären Pflanzenstoffen. Anwendung finden sie beispielsweise in der Pharmaindustrie. Ein großer Teil der an Altlastenstandorten nachgewiesenen NSO-HET ist jedoch durch industrielle Prozesse, vor allem unvollständige Verbrennungsprozesse von Erdöl und Kohle, in Böden und Grundwässer gelangt. Die Herkunft der Substanzen liegt in den eingesetzten Rohstoffen, vor allem der Kohle, die in städtischen Gaswerken entgast wurde. Neben Kohlenstoff und Wasserstoff enthält Kohle auch bedeutende Mengen an Stickstoff, Schwefel und Sauerstoff. Die Anteile dieser Elemente schwanken je nach Art und Herkunft der Kohle. Bei Verbrennungsprozessen, die unter Sauerstoffmangel stattfinden, entstehen daher auch heterozyklische Verbindungen [LFU (1997)]. Im Teeröl selbst machen NSO-HET nur einen

Anteil von ca. 5% aus [MUELLER et al (1989)]. Aufgrund der höheren Wasserlöslichkeit sind NSO-HET jedoch häufige Bestandteile teerölbürtiger Grundwasserkontaminationen, denn das Heteroatom verleiht den Substanzen eine höhere Polarität und damit verbesserte Mobilität im Grundwasser. In der wässrigen Phase kann sich der Anteil der Heterozyklen daher deutlich erhöhen. Die Mobilität der NSO-HET kann an einigen Standorten dazu führen, dass die Abstromfahne von NSO-HET dominiert wird und diese NSO-HET-Grundwasserkontamination eine größere Ausdehnung erreicht als die der routinemäßig untersuchten EPA-PAK [MÜLLER et al (2013)]. Einige NSO-HET haben ausgeprägte ökotoxische Eigenschaften. In einer Studie mit elf NSO-HET erwiesen sich Dibenzothiophen, 3- und 5-Methylthiophen und Xanthen als besonders toxisch im Rahmen der gewählten Ökotoxizitätstests [TIEHM et al (2014)]. Auch endokrine Wirksamkeiten wurden bereits nachgewiesen, und bei der Aufnahme von NSO-HET mit der Nahrung können weitere hormonaktive Abbauprodukte entstehen [BRINKMANN et al (2014)]. Im Rahmen verschiedener Forschungsprojekte und Studien wurden bereits Listen prioritärer NSO-HET an teerölkontaminierten Standorten erstellt [WERNER et al (2008), LAWA (2010), KERN et al (2007), TIEHM et al (2011)]. Eine einheitliche Vorgehensweise existiert bisher jedoch nicht. Die Strukturformeln und einige wichtige Eigenschaften der NSO-HET sind in Tabelle 24, Anhang 9.1 aufgeführt

1.1.4 Kurzkettige Alkylphenole (SCAP)

Weltweit gehören Alkylphenole zu den Chemikalien die in den größten Mengen hergestellt werden. Sie finden ein breites Anwendungsspektrum in verschiedenen industriellen Herstellungsprozessen und fallen insbesondere bei der Erdölförderung als Prozesswässer an [FISCHER et al (2012)]. Die kurzkettigen Alkylphenole stellen eine Untergruppe der Alkylphenole dar. Sie umfasst die alkylierten Phenolhomologe mit bis zu drei Kohlenstoffatomen außerhalb des Benzolrings. Inklusive des Phenols beinhalten die SCAP 35 Einzelverbindungen [FISCHER et al (2014)]. Die kurzkettigen Alkylphenole besitzen eine sehr hohe Wasserlöslichkeit (z.B. Phenol 102,1 g/L, FISCHER et al 2012) und bergen aufgrund dieser Mobilität ein erhöhtes Schadenspotential im Grundwasser. An ehemaligen Gaswerkstandorten können, abhängig von der eingesetzten Kohle und den Betriebstemperaturen, prozessbedingt die Abwässer mit Alkylphenolen belastet sein. Dies gilt insbesondere bei der Verwendung von Braunkohle. Nur einige größere Gaswerke und Kokereien verfügten über gesonderte Entphenolungsanlagen, in denen das anfallende Prozessabwasser, auch Ammoniakwasser genannt, aufgereinigt wurde [GROH et al (2003)]. Die Entphenolung wurde ursprünglich zur Gewinnung von Phenol als Rohstoff für die chemische und pharmazeutische Industrie genutzt und trug entscheidend zur Verminderung der Belastung des Abwassers bei [UBA (1995)]. Hinsichtlich des Umweltverhaltens und Vorkommens an Altlastenstandorten von SCAP existieren noch große Wissenslücken. Das toxische Potential kurzkettiger Alkylphenole ist bekannt [ARUOJA et al (2011)] und wurde im Rahmen einer

umfassenden Studie im Jahr 2014 anhand verschiedener ökotoxikologischer Verfahren erneut nachgewiesen. Die geringste Toxizität wurde übereinstimmend in allen verwendeten Tests (Leuchtbakterienhemmtest, Fischeitest, Daphnientest und Algenwachstumstest) für Phenol selbst nachgewiesen. Als besonders toxisch im Leuchtbakterienhemmtest erwiesen sich 4-Ethylphenol und 4-Isopropylphenol. Die para-Stellung der substituierten Gruppe scheint das toxische Potential der untersuchten Substanzen jeweils zu verstärken [TIEHM et al (2014)]. Die Strukturformeln und einige wichtige Eigenschaften der SCAP sind in Tabelle 24, Anhang 9.1 aufgeführt.

1.2 Natural Attenuation

Innerhalb der heutigen Maßnahmen zur Sanierung von Boden- und Grundwasserschäden spielen die natürlichen, im Grundwasser ablaufenden Rückhalt- und Abbauprozesse zunehmend eine wichtige Rolle. Diese werden unter dem Begriff „Natural Attenuation“ (NA) zusammengefasst. Natural Attenuation umfasst „biologische, chemische und physikalische Prozesse, die ohne menschliches Eingreifen zu einer Verringerung der Masse, der Fracht, der Toxizität, der Mobilität, des Volumens oder der Konzentration eines Stoffes im Boden oder Grundwasser führen. Zu diesen Prozessen zählen biologischer Abbau, chemische Transformation, Sorption, Dispersion, Diffusion und Verflüchtigung der Stoffe“ [LfU (1997b), LABO (2009)], wobei die biologischen Abbauprozesse vielfach maßgeblich für eine Reduktion der Schadstofffracht im Grundwasser sind. Ein Grundwasserleiter ist ein besonderes Ökosystem. In erster Linie unterscheidet es sich von oberirdischen Ökosystemen durch die fehlende Primärproduktion. Besiedelt wird der Grundwasserleiter durch verschiedene Organismengruppen wie Viren, Bakterien, Pilze, sowie verschiedene andere Ein- und Mehrzeller [TIEHM (2014)]. Bei der Elimination von Schadstoffen kommt den Bakterien eine besondere Rolle zu, da sie über ein sehr weites Stoffwechselspektrum verfügen und Schadstoffe unter aeroben wie auch anaeroben Bedingungen abbauen können. Steht kein Sauerstoff zur Verfügung, werden Nitrat, Eisen(III), Sulfat, Carbonat oder Mangan(IV) als Elektronenakzeptoren für den Stoffwechsel genutzt. Da in Grundwasserleitern adaptierte Bakterien häufig in ausreichender Anzahl vorhanden sind, ist der biologische Abbau von Schadstoffen durch Bakterien ein natürlicher, oft jedoch nur unter speziellen Bedingungen ablaufender Prozess. Wird der natürliche Abbau durch verschiedene Maßnahmen beschleunigt oder initiiert, so spricht man von „Enhanced Natural Attenuation“ (ENA). NA beziehungsweise ENA sind seit einigen Jahren in Deutschland als Sanierungsalternative in den Fokus der Altlastenbearbeitung gerückt und haben sich teilweise gegenüber technisch weit aufwändigeren und teureren Verfahren durchgesetzt [STUPP (2001), PYKA et al (2003), SCHMIDT et al (2008), FÖRSTNER et al (2008)]. Dies führte dazu, dass in den vergangenen Jahren in Deutschland Forschungsschwerpunkte in der Altlasten-

bearbeitung verstärkt auf natürliche Abbauvorgänge in Böden und Grundwässern gesetzt wurden. An ausgewählten Standorten wurden hierbei Transport- und Retardationsverhalten, sowie der mikrobiologische Abbau von Schadstoffen detailliert untersucht und verschiedene Leitfäden und Handlungsempfehlungen veröffentlicht [MICHELS et al (2008), WABELLS et al (2008), WERNER et al (2008)]. Zur Anwendung eines NA-Konzepts in der Bearbeitung eines Altlastenstandortes müssen einzelfallspezifisch verschiedene Bedingungen und Voraussetzungen überprüft und erfüllt werden. Die standortbezogenen Untersuchungen betreffen insbesondere die Lage und Ausdehnung der Schadstoffquelle, die vorhandene Schadstoffmasse, aber auch, ob Schadstoffe mobil sind oder residual gebunden vorliegen. Bei der Beurteilung der Schadstofffahne werden die Schadstofffracht, sowie die aktuelle räumliche Begrenzung der Schadstoffausbreitung analysiert. Zum Prozessverständnis, insbesondere beim biologischen Schadstoffabbau, tragen Mikrokosmenstudien im Labor entscheidend bei [LABO (2009)]. Bei den Forschungsprojekten, die deutschlandweit zur Wirksamkeit von Natural Attenuation durchgeführt wurden, wählte man bisher ausschließlich Standorte mit stationären Grundwasserfließbedingungen. An diesen Standorten war die räumliche Kontur der Schadstofffahnen keinen größeren Ausdehnungen oder Verschiebungen unterworfen und die Prozesse konnten intensiv analysiert werden.

1.2.1 Mikrobiologischer Schadstoffabbau

Die Kontamination von Grundwasserleitern durch Teeröle an ehemaligen Gaswerksstandorten liegt in den meisten Fällen bereits einige Jahrzehnte zurück. Daher sind die Mikroorganismen im Grundwasser häufig sehr gut an die vor Ort herrschenden physikalischen und chemischen Bedingungen ihrer unmittelbaren Umgebung angepasst. Organische Schadstoffe können von Mikroorganismen als Kohlenstoffquelle und Elektronendonator genutzt und bei entsprechender Verfügbarkeit von Elektronenakzeptoren umgesetzt werden. Die hierbei freiwerdende Energie steht dann für Wachstum oder verschiedene Stoffwechselprozesse zur Verfügung [WIEDEMEIER et al (1999)]. Der Abbau von organischen Schadstoffen wird also von Organismen zum Energiegewinn genutzt und ist ein produktiver Prozess. Von diesem produktiven Abbau werden cometabolische Abbauprozesse unterschieden. Beim cometabolischen Abbau wird eine Substanz durch Enzyme oder Cofaktoren umgesetzt, die ursprünglich für andere Zwecke synthetisiert wurden. Der Organismus zieht aus diesem Prozess keinen Energie- oder Kohlenstoffgewinn, cometabolischer Abbau kann für die beteiligten Mikroorganismen sogar schädlich sein [WIEDEMEIER et al (1999)]. Bakterien nutzen die organischen Schadstoffe nicht nur, sie bewegen sich teilweise aktiv zu den Schadstoffen, um diese verwerten zu können. Diese chemotaktischen Fähigkeiten wurden für verschiedene Bakteriengruppen am Beispiel verschiedener BTEX und PAK beschrieben [PARALES et al (2000)]. Am Abbau organischer Schadstoffe sind verschiedene Bakteriengruppen beteiligt. Beispiele sind Vertreter von *Pseudomonas*, *Rhodococcus* oder

Sphingomonas [HARITASH et al (2009)]. Biologischer Schadstoffabbau kann sowohl unter aeroben als auch unter anaeroben Bedingungen ablaufen. Sauerstoff ist hierbei der bevorzugte Elektronenakzeptor, da beim Übertrag von Elektronen auf das Sauerstoffmolekül große Mengen an Energie freiwerden. In einem kontaminierten Grundwasserleiter ist daher der Sauerstoff schnell verbraucht und es werden alternative Elektronenakzeptoren genutzt, die allerdings eine weitaus geringere Energieausbeute zulassen. Weitere Elektronenakzeptoren bei der mikrobiellen Umsetzung von organischen Schadstoffen sind Nitrat, Eisen(III), Mangan(IV), Sulfat und Carbonat. Die Fähigkeit zur Nutzung alternativer Elektronenakzeptoren kann von Bakterienstamm zu Bakterienstamm unterschiedlich sein. Einige Bakterien können jedoch je nach Verfügbarkeit des entsprechenden Elektronenakzeptors verschiedene Enzyme synthetisieren und ihr Stoffwechselspektrum dadurch erweitern. Bakterien, die sowohl unter aeroben wie nitratreduzierenden Bedingungen wachsen, wurden bereits nachgewiesen, ebenso Bakterienstämme, die Eisen(III), Nitrat und Sauerstoff als Elektronenakzeptor nutzen können [RICHARDSON (2000)]. Diese Flexibilität ermöglicht den Bakterien ein schnelles Anpassen an veränderliche Umweltbedingungen.

Der entscheidende Schritt beim Abbau von aromatischen Substanzen ist die Spaltung des oder der aromatischen Ringe, denn die aromatische Ringkonstellation ist sehr stabil. Beim aeroben Abbau synthetisieren die beteiligten Mikroorganismen bestimmte Enzyme, Mono- und Dioxygenasen. Mithilfe dieser Enzyme werden Sauerstoffatome auf das Substrat übertragen. Über das zentrale Zwischenprodukt Catechol und die darauf folgende Ringspaltung werden dann die aromatischen Verbindungen über verschiedene Zwischenprodukte abgebaut [KODAMA et al (1977), PARALES et al (2000), FUCHS et al (2011)]. Beim anaeroben Abbau kommen andere Enzyme und Reaktionen zum Einsatz, und der aromatische Ring wird auf reduktive Weise destabilisiert, beispielsweise durch Anhängen des Cosubstrates Fumarat bevorzugt an eine terminale Methylgruppe. Ein häufiges Zwischenprodukt der anaeroben Abbauewege ist Benzoyl-Coenzym-A. Bei diesem Zwischenprodukt ist der aromatische Ring jedoch noch vollständig intakt und daher weiterhin stabil. Mithilfe weiterer Enzyme wird der Übertrag von Elektronen auf das Ringsystem katalysiert. Hierbei scheinen die Enzyme Benzoyl-CoA-Reductase und Benzylsuccinat-Synthase weit verbreitet zu sein und beim anaeroben Abbau von Kohlenwasserstoffen eine wichtige Rolle zu spielen [BOLL et al (2002)]. Nach der Aktivierung erfolgt eine schrittweise Reduktion des aromatischen Rings. Aerobe und anaerobe Abbauewege sind bereits für verschiedene monoaromatische und polyaromatische Kohlenwasserstoffe und NSO-Heterozyklen untersucht und detailliert beschrieben [BRESSLER et al (1998), KIM et al (2002), KIM et al (2010), SAFINOWSKI et al (2006), MECKENSTOCK et al (2000), MECKENSTOCK (2004), WERNER et al (2008), REINEKE et al (2008)].

1.2.2 Abfolge von Redoxprozessen

Eine große Anzahl chemischer, mineralogischer und mikrobiologischer Faktoren haben Einfluss auf die Kinetik von Redoxprozessen im Grundwasser. Abiotische Umsetzungen laufen oft relativ langsam ab, aufgrund der hohen Aktivierungsenergien, die für die komplexen Umstrukturierungen der beteiligten Ausgangsstoffe nötig sind. Daher sind viele Redoxprozesse in kontaminiertem Grundwasser mikrobiologisch katalysiert. Enzyme stabilisieren beispielsweise Reaktionsintermediate und ermöglichen den schrittweisen Elektronentransfer. Die abiotische Oxidierung von gelöstem Eisen(II) erfolgt jedoch relativ schnell bei Kontakt mit Sauerstoff [CHRISTENSEN et al (2000)]. An Standorten mit stationären Grundwasserfließbedingungen kommt es in der Regel zur Ausbildung charakteristischer Redoxzonen. Aufgrund des unterschiedlichen Energiegewinns bei der Nutzung terminaler Elektronenakzeptoren werden zunächst Sauerstoff und Nitrat gezehrt, danach Eisen(III) und Mangan(IV). Am wenigsten Energie liefern die carbonatreduzierenden Prozesse. Daher sind methanogene Bedingungen meist auf den direkten Schadensherd reduziert, weil dort die alternativen, energiereicheren Elektronenakzeptoren bereits verbraucht sind. LOVLEY et al (1987) konnten nachweisen, dass bei Zugabe von Eisen(III) in Mikrokosmenstudien die methanogenen Prozesse zum Erliegen kamen, Eisen(III) also bevorzugt umgesetzt wird. In Tabelle 1 sind Stöchiometrie und Energiegewinn bei Nutzung verschiedener Elektronenakzeptoren am Beispiel der Umsetzung von Naphthalin aufgezeigt. Im Fall von Eisen(III) sind die möglichen Energiegewinne sehr unterschiedlich. Es kommt darauf an, in welcher Form die jeweiligen Eisenspezies vorliegen. Das Vorliegen von festen FeOOH Spezies bei neutralem pH-Wert ist im Grundwasser wesentlich wahrscheinlicher, als die Verfügbarkeit von gelöstem Eisen(III) [McFARLAND et al (1991)]. Bei methanogenen Abbauprozessen wird der organische Schadstoff zunächst fermentiert. Das hierbei entstehende Acetat wird dann zu Kohlendioxid und Methan umgesetzt [WIEDEMEIER et al (1999)].

Tabelle 1: Reaktionsgleichungen des Abbaus von Naphthalin und Energiegewinn ΔG° in Kilojoule pro Elektronenäquivalent (eeq) bei Nutzung verschiedener terminaler Elektronenakzeptoren (TEA) bei pH 7 und 25°C [nach McFARLAND et al (1991)]

TEA	Stöchiometrie	ΔG° kJ / eeq
Sauerstoff	$\frac{1}{48} \text{C}_{10}\text{H}_8 + \frac{1}{4} \text{O}_2 \rightarrow \frac{10}{48} \text{CO}_2 + \frac{1}{12} \text{H}_2\text{O}$	-106,3
Eisen	$\frac{1}{48} \text{C}_{10}\text{H}_8 + \frac{20}{48} \text{H}_2\text{O} + \text{Fe}^{3+} \rightarrow \frac{10}{48} \text{CO}_2 + \text{Fe}^{2+} + \text{H}^+$	-102,6
Nitrat	$\frac{1}{48} \text{C}_{10}\text{H}_8 + \frac{1}{5} \text{NO}_3^- + \frac{1}{5} \text{H}^+ \rightarrow \frac{10}{48} \text{CO}_2 + \frac{1}{10} \text{N}_2 + \frac{11}{60} \text{H}_2\text{O}$	-100,1
Mangan	$\frac{1}{48} \text{C}_{10}\text{H}_8 + \frac{1}{2} \text{MnO}_2(\text{s}) + \frac{1}{2} \text{HCO}_3^- + \frac{1}{2} \text{H}^+ \rightarrow \frac{10}{48} \text{CO}_2 + \frac{1}{2} \text{MnCO}_3 + \frac{7}{12} \text{H}_2\text{O}$	-79,1
Eisen	$\frac{1}{48} \text{C}_{10}\text{H}_8 + \text{FeOOH}(\text{s}) + \text{HCO}_3^- + \text{H}^+ \rightarrow \frac{10}{48} \text{CO}_2 + \text{FeCO}_3 + \frac{76}{48} \text{H}_2\text{O}$	-23,9
Sulfat	$\frac{1}{48} \text{C}_{10}\text{H}_8 + \frac{1}{8} \text{SO}_4^{2-} + \frac{3}{16} \text{H}^+ \rightarrow \frac{10}{48} \text{CO}_2 + \frac{1}{16} \text{H}_2\text{S} + \frac{1}{16} \text{HS}^- + \frac{1}{12} \text{H}_2\text{O}$	-7,1
Carbonat	$\frac{1}{48} \text{C}_{10}\text{H}_8 + \frac{1}{4} \text{H}_2\text{O} \rightarrow \frac{4}{48} \text{CO}_2 + \frac{1}{8} \text{CH}_4$	-4,2

Aus thermodynamischer Sicht sind aerobe und denitrifizierende Abbauprozesse demnach wesentlich günstiger als sulfatreduzierende oder methanogene Abbauprozesse. Obwohl einige der Prozesse parallel ablaufen können, führt die bevorzugte Nutzung einiger Elektronenakzeptoren im kontaminierten Grundwasserleiter häufig zur Ausbildung von unterschiedlichen Redoxzonen (Abbildung 1).

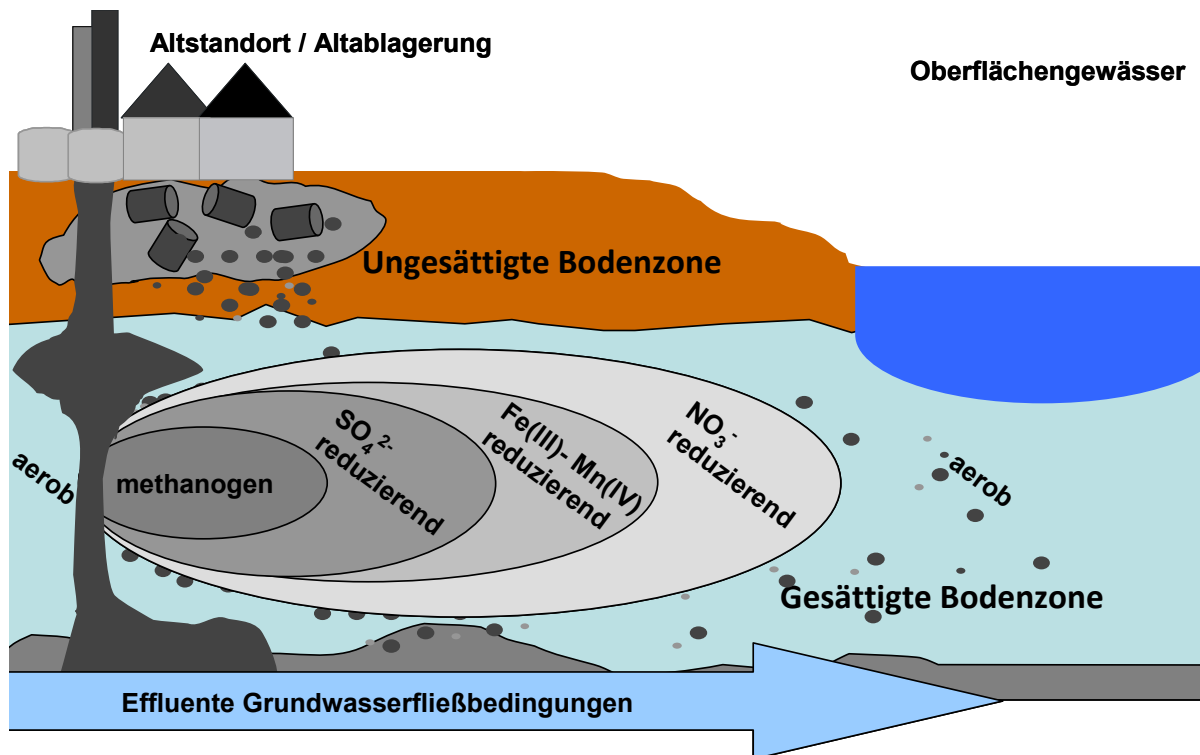


Abbildung 1: Ausbildung von Redoxzonen unter stationären, effluenten Grundwasserfließbedingungen: Im Zustrom können aerobe Bedingungen vorherrschen, schadensherdnah sind methanogene und sulfatreduzierende Bedingungen zu erwarten, gefolgt von eisen(III)- und nitratreduzierenden Bedingungen. Im unbelasteten Abstrom können sich durch Grundwasserneubildung oder randliche Einmischung wieder aerobe Bedingungen einstellen

Es ist davon auszugehen, dass es unter instationären Grundwasserfließbedingungen nur bis zu einem gewissen Grad zu einer gefestigten Abfolge von Redoxzonen kommt, da die direkte Nähe des Oberflächengewässers und dessen unterschiedliche Wasserstände für einen unregelmäßigen Eintrag von Elektronenakzeptoren sorgen können (Abbildung 2). Methanogene und sulfatreduzierende Bedingungen sind vor allem in unmittelbarer Schadensherdnähe zu erwarten. Durch wechselnde Fließrichtungen kann es zur Verschleppung von Schadstoffen aus der Eintragsquelle in verschiedene Richtungen kommen, sodass die Klassifizierung eines unbelasteten Zustroms erschwert wird. Die Sauerstoff- und Nitratkonzentrationen des Oberflächengewässers liegen in der Regel weit über den Konzentrationen im belasteten Grundwasserleiter. Der Jahresdurchschnitt der Sauerstoffkonzentrationen im Rhein lag im Jahr 2011 beispielsweise bei 9,2 mg/L, also im

gesättigten Bereich (Anhang 9.5). Ein Eintrag von Sauerstoff und/oder Nitrat kann daher für aerobe oder denitrifizierende Bedingungen in Nähe des Oberflächengewässers sorgen.

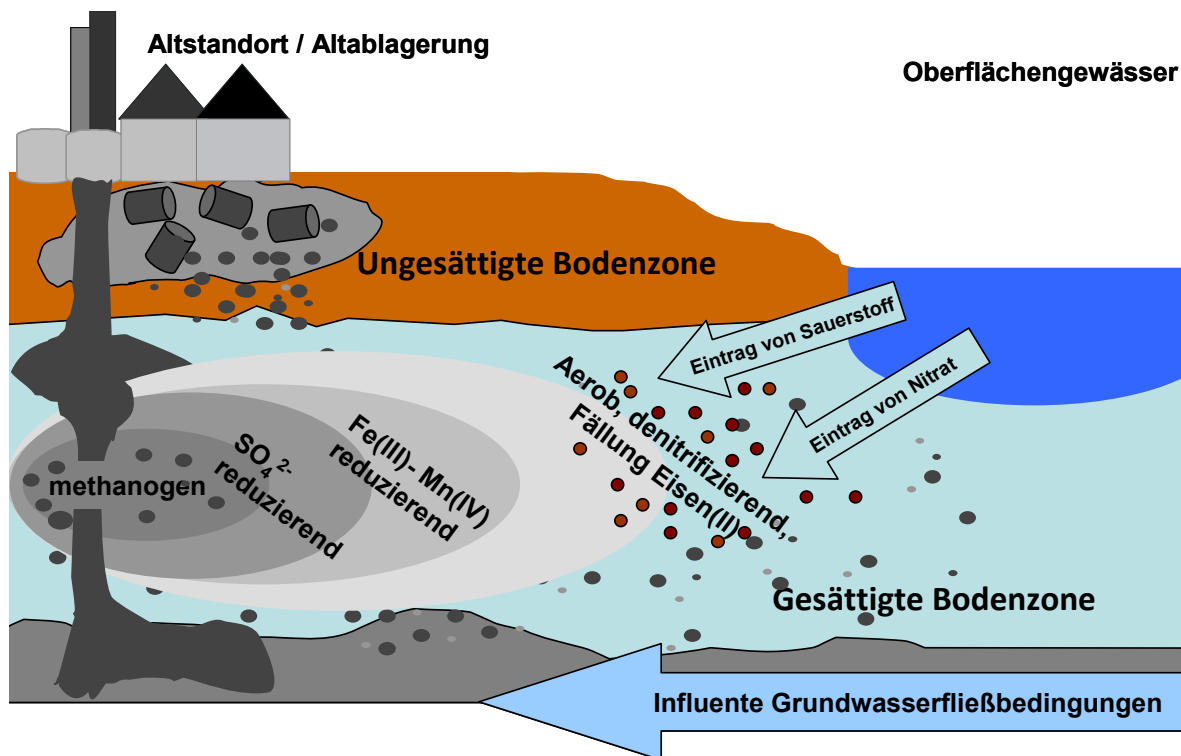


Abbildung 2: Unter instationären, influenten Grundwasserfließbedingungen sind schadensherdnah methanogene und sulfatreduzierende Bedingungen zu erwarten. Durch Umkehr der Fließrichtung kann es zur Verschleppung von Schadstoffen in Richtung des eigentlichen Zustroms kommen. Durch den Eintrag von Sauerstoff und Nitrat aus dem Oberflächengewässer entstehen im Einflussbereich aerobe bzw. denitrifizierende Bedingungen, durch Ausfällung von Eisen(II) steht Eisen(III) als Elektronenakzeptor zur Verfügung

Der über das Rheinwasser in den Grundwasserleiter eingetragene Sauerstoff kann dann direkt beim Schadstoffabbau als Elektronenakzeptor von den Mikroorganismen genutzt werden, oder zum Aufoxidieren reduzierter Eisen(II)- und Mangan(II)phasen beitragen. Eisen(III) und Mangan(IV) ständen dann erneut als Elektronenakzeptor zur Verfügung. Im Rahmen von Hochwasserereignissen kann aber auch vermehrt leicht abbaubares organisches Material in den Grundwasserleiter eingetragen werden, bei dessen Abbau Sauerstoff gezehrt wird. Insgesamt wird die Beurteilung von Schadstoffausbreitung und Grundwasserfließverhalten komplexer bei Standorten mit instationären Bedingungen.

1.3 Untersuchte Standorte

Menschliche Siedlungen wurden schon immer, überall auf der Welt bevorzugt in der Nähe von Oberflächengewässern gebaut. Die Nutzung der Flüsse durch den Menschen erfolgt auf vielfältige Weise, z. B. zur Trinkwassergewinnung oder als Transportwege. Mit der Industrialisierung war die Nähe zu großen Fließgewässern auch daher günstig, weil über die Wasserstraßen kostengünstig Ausgangsmaterialien an- und Produktionsprodukte abtransportiert werden konnten. Daher existieren viele Industrieanlagen aber auch viele Altstandorte wie zum Beispiel Gaswerke in der Nähe großer Flüsse. Die Nähe zum Fließgewässer sorgt hierbei an vielen Standorten deutschlandweit für instationäre Grundwasserfließ- und Redoxbedingungen. Am Beispiel des ehemaligen Gaswerks Germersheim sollten Untersuchungen zu den Auswirkungen instationärer Bedingungen auf Schadstoffabbau, Mikroorganismenpopulationen und Fahnenlänge ein standortübergreifendes Prozessverständnis bzw. die Übertragung von Erkenntnissen auf andere Standorte mit instationären Bedingungen ermöglichen.

1.3.1 Referenzstandort Gaswerk Germersheim

Das Gaswerk der Stadt Germersheim wurde im Jahr 1867/68 als städtische Gasfabrik errichtet und in den Folgejahren stetig erweitert. Die Produktion von Stadtgas aus Steinkohle endete im Jahr 1937. Während der ca. 70-jährigen Geschichte des Gaswerks fielen große Mengen Rest- und Abfallstoffe an, die zur damaligen Zeit oft von lokalen oder regionalen Betrieben weitergenutzt wurden. Die Reststoffe bestanden zum einen aus flüssigen Kondensaten (Teer/Teeröl, Ammoniakwasser), die bei unsachgemäßer Lagerung und unsachgemäßem Umgang zu gaswerksspezifischen Verunreinigungen von Boden und Grundwasser führten, sowie aus Schlacken (Koksschlacken, verbrauchte Gasreinigungsmassen), die zur Geländeverfüllung und im Straßenbau eingesetzt wurden.

Der Bereich des ehemaligen Gaswerks umfasst eine Fläche von ca. 1,5 ha. Der Rhein fließt in ca. 300 m Entfernung östlich des Altstandorts in Richtung Norden. Im Osten wird das Gelände durch eine Straße und eine parallel verlaufende Gleistrasse begrenzt. Im Westen stellen der „Bornpfuhl“, der Überrest eines Altrheinarms, sowie die „Queich“, ein Nebenfluss aus dem Pfälzer Wald, die natürliche Begrenzung dar. Nördlich des ehemaligen Gaswerks befindet sich ein Wohngebiet, südlich davon liegt ein Vogelschutzgebiet.

Wie bei vielen Gaswerksaltstandorten konzentrieren sich auch am ehemaligen Gaswerk Germersheim die Hauptverunreinigungen mit Teeren und Teerölen auf den Produktionsbereich der ehemaligen Stadtgaserzeugung mit den zugehörigen Kondensatgruben. Nach einer historischen Erkundung 1993 wurden 1995 die ersten Untersuchungen getätigt.

Seitdem ist der Standort in Bearbeitung. Im Rahmen geotechnischer Erkundungen wurde die noch in originalem Zustand vorhandene und mit Bauschutt und Teerresten verfüllte Kondensatgrube lokalisiert und im Rahmen einer Schadensherdsanierung im Winter 2010/2011 ausgehoben. Abbildung 3 zeigt einen Lageplan des Geländes.

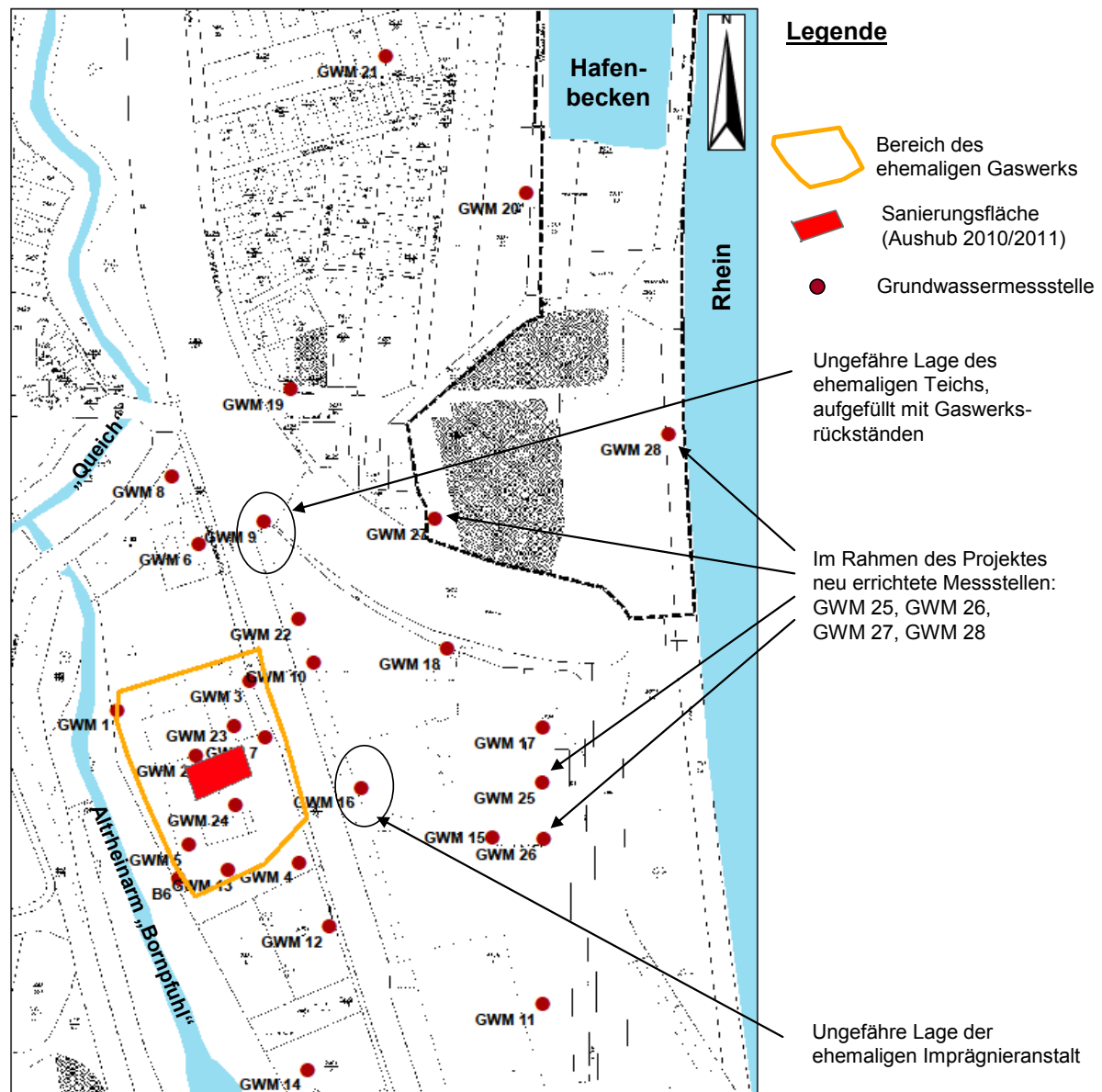


Abbildung 3: Lageplan des Standorts „Gaswerk Germersheim“. Eingezeichnet sind die Lage der Messstellen, der Bereich des ehemaligen Gaswerks, sowie die Lage der Sekundärschadensherde um GWM 9 (verfüllter Teich) und GWM 16 (ehemaliges Imprägnierwerk). Auf Grundlage der im Rahmen des Projektes gewonnenen Felddaten wurden rheinnah vier weitere Grundwassermessstellen errichtet: GWM 25, GWM 26, GWM 27 und GWM 28

Aufgrund von Sekundärnutzungen und Geländeauffüllungen finden sich gaswerksspezifische Altablagerungen und Bodenkontaminationen jedoch auch außerhalb der Grenzen des eigentlichen Gaswerksgeländes. Gaswerksschlacken und andere feste Produktionsrückstände wurden im Nord- und Südanchluss an den Gaswerkskernbereich großflächig zur Geländeauffüllung verwendet. Die anthropogenen Verfüllungen tief liegender Auenbereiche dienten der Geländeivellierung und insbesondere auch dem Hochwasserschutz. Flüssige Produktionsabfälle wurden in den ehemaligen Altrheinarm Bornpfuhl eingeleitet und so entsorgt. Südöstlich des Gaswerks befand sich zwischen den Jahren 1894 und 1906 eine privat betriebene Imprägnieranstalt, die vorwiegend Holzschwellen für den Eisenbahnbau herstellte. Zur Imprägnierung des Holzes wurde vermutlich Teer bzw. Teeröl aus dem Gaswerk Germersheim eingesetzt. Es gibt Anhaltspunkte, dass während des Rückbaus der Imprägnieranstalt im Jahr 1906 Abbruchmaterialien zur Geländeverfüllung im Bereich und Umfeld der zum gleichen Zeitpunkt neu angelegten Gleistrasse verwendet wurden. Insbesondere ein ehemaliger Teich, dessen Lage sich aus historischen Katasterplänen rekonstruieren ließ, wurde vermutlich im Zuge dieser Arbeiten mit Produktionsabfällen aufgefüllt. Auch nördlich des Gaswerksgeländes wurden schlackehaltige Auffüllungsmassen zur Auffüllung des Geländes und zur Gründung von Gebäuden verwendet. Die Lage aller Messstellen und die Lage der einzelnen Schadensherde ist in Abbildung 3 dargestellt.

Geologie/Hydrogeologie

Der Altstandort des ehemaligen Gaswerks Germersheim liegt innerhalb der geologisch-tektonischen Struktur des Oberrheingrabens im Bereich der Talaue. Der anstehende Untergrund besteht aus Sanden und Kiesen, den jungquartären Lockergesteinen des sogenannten „Oberen Kieslagers“ (OKL). Das OKL stellt den oberen Grundwasserleiter am Standort dar. Dieser besitzt eine Mächtigkeit zwischen 9 m und 15 m und wird von durchschnittlich ca. 4,5 m mächtigen schluffigen Deckschichten überlagert. Unterlagert wird dieser Grundwasserleiter von durchschnittlich ca. 3,5 m mächtigen tonigen Schluffen, denen zur Tiefe hin ca. 20 m mächtige Sande nachfolgen. Diese insgesamt mehr als 20 m mächtige Schichtenfolge stellt den „Oberen Zwischenhorizont“ (OZH) dar, den Trennhorizont zum darunter anstehenden zweiten Grundwasserleiter (Abbildung 4). Im Rahmen dieser Dissertation wird ausschließlich der Bereich des oberen Grundwasserleiters betrachtet.

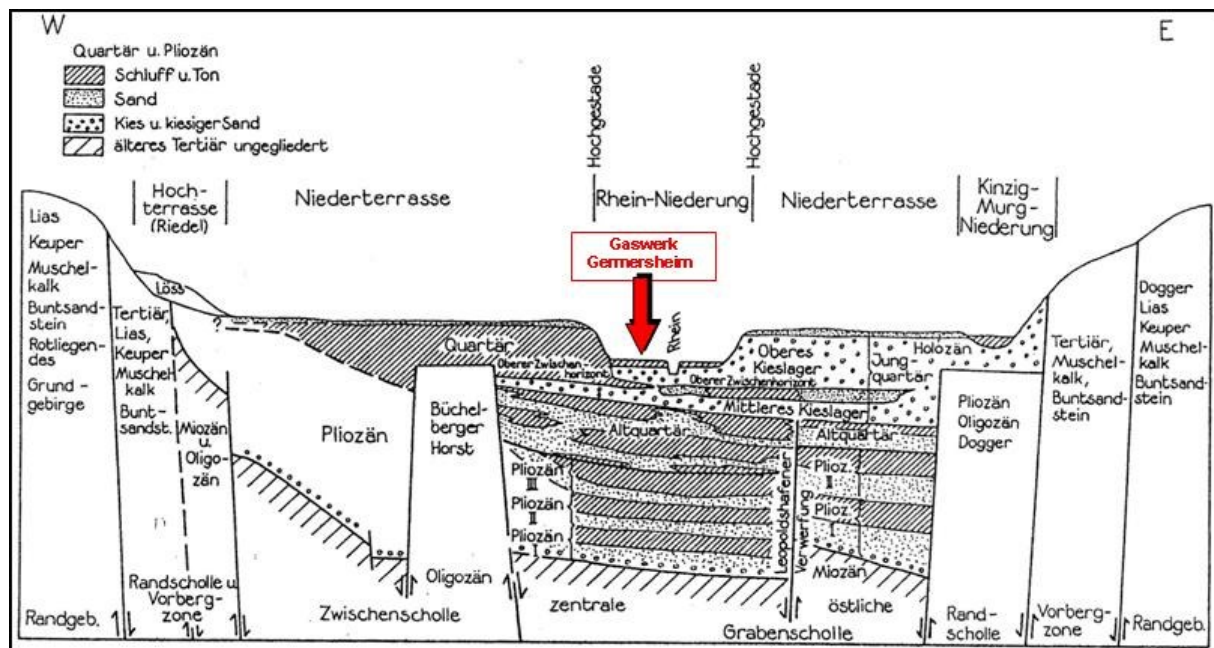


Abbildung 4: Lage der Gaswerksfläche im schematischen, geologischen West-Ost-Schnitt durch den Oberrheingraben [HGK (2007), bearbeitet]

Die Mächtigkeiten der Auffüllungen, Auelehmdeckschichten und grundwasserführenden Sedimentfolgen variieren im Untersuchungsgebiet. Bei Erkundungs- und Messstellenbohrungen wurde Grundwasser in unterschiedlichen Tiefen im Bereich von 3 m bis 5 m unter GOK angetroffen. Überwiegend herrschen gespannte Grundwasserverhältnisse vor.

1.3.2 Vergleichsstandort I (Gaswerk)

Lage, Historie und Schadstoffbelastung

Grundlage der hier angegebenen Standortdaten ist ein Gutachten des Hydrogeologischen Büros Steinbrecher & Wagner GmbH aus dem Jahr 2008 [HSW (2008)]. Der Standort ist auf ca. 103 m NN 50 m südöstlich der Nahe gelegen. Der Betrieb des Gaswerks begann Mitte des 19. Jahrhunderts und endete 1965. Danach wurden die Gaswerksgebäude rückgebaut und das Gelände für Neu- und Erweiterungsbauten eines Krankenhauses genutzt. 1986 bis 1989 wurden umwelttechnische Untersuchungen auf dem Gelände durchgeführt, die zum Teil hohe Belastungen des Bodens und bereichsweise des Grundwassers ergaben. Von Juli bis Oktober 1989 erfolgten der Rückbau der Teergruben, sowie der Aushub belasteten Bodenmaterials. Von Dezember 1990 bis November 1991 wurde der Hauptkontaminationsbereich bis zur Festgesteinsoberfläche (ca. 5 m tief) ausgekoffert. Das thermisch abgereinigte Material wurde oberhalb des Grundwasserschwankungsbereichs wieder eingebaut. Im Umfeld des sanierten Areals sind weitere oberflächennahe und tiefer reichende lokale Bodenverunreinigungen durch Mineralölkohlenwasserstoffe und gaswerks-spezifische Produktionsrückstände bekannt. Seit Anfang der 1990er Jahre wird das Grund-

wasser am Standort überwacht. Das ehemalige Gaswerksgelände ist mittlerweile bebaut. Zwischen den Bauten liegen Frei- und Grünflächen. Im Februar und Juli 2013 wurden ausgewählte Messstellen am Standort beprobt. Die Ergebnisse sind im Anhang 9.7 aufgeführt.

Geologie/Hydrogeologie

Der Standort liegt im Bereich der Nahetalstörung zwischen Rheinischem Schiefergebirge und Pfälzer Bergland. Den Untergrund bilden die permischen Festgesteine des Oberrotliegenden, dabei handelt es sich um Schluff- und Sandsteine sowie Konglomerate. Diese werden überlagert von fluviatilen Sedimenten, schluffig-sandigem Auelehm und sandig-kiesigen Sedimenten. Flächendeckend liegen anthropogene Auffüllungen vor mit Mächtigkeiten zwischen 0,3 und 2,3 m. Diese bestehen zum Teil aus steinig-schluffigen Sanden, jedoch auch aus Bauschuttresten, Schlacke- und Kohleresten. In ca. 5-6 m Tiefe stellen die Festgesteine des Rotliegenden den Abschluss der aus den Bohrungen bekannten Schichtenabfolge dar. Grundwasser wird lage- und jahreszeitenabhängig in einer Tiefe von 3,5 und 4,3 m angetroffen. Die Durchlässigkeiten des natürlichen Untergrundes sind als gering zu bewerten, die Auffüllungen weisen erkennbar höhere Durchlässigkeiten auf. Influenta und effluente Verhältnisse wechseln am Standort in Abhängigkeit zum Nahepegel bei insgesamt geringen Grundwasserbewegungen [HSW (2008)].

1.3.3 Vergleichsstandort II (Imprägnierwerk)

Lage, Historie und Schadstoffbelastung

Grundlage der hier angegebenen Daten sind TZW-interne Berichte zu Grundwassergefährdungsabschätzung bzw. Sanierungsuntersuchung aus den Jahren 2002 und 2005, bzw. persönliche Mitteilungen des Ingenieurbüros Roth & Partner GmbH [MÜLLER et al (2002), MÜLLER et al (2005)]. Der Standort ist auf ca. 105 m NN im Bereich der Rheinniederung direkt am Rheinufer gelegen. Das Gelände wird von einem ehemaligen Altrheinarm durchschnitten, welcher mit Bauschutt, Schlacken und Betriebsabfällen verfüllt wurde. Das ehemalige Werksgelände grenzt an den Rheinhauptdeich. Am Standort bestand seit 1840 eine Holzhandlung die kontinuierlich erweitert wurde. Ab dem Jahr 1905 bestand die Genehmigung zum Betrieb eines Imprägnierwerks und einer Kyanisieranstalt. Ab dem Jahr 1922 wurden Bahnschwellen im großen Maßstab imprägniert, mit einer geschätzten Anzahl von 100.000 bis 300.000 Stück pro Jahr. 1945 wurde die Kyanisieranstalt stillgelegt. Das Werk war im Krieg teilweise zerstört worden. In den Jahren zwischen 1950-1970 wurde das Werk mehrmals umstrukturiert und neue Gebäude errichtet. In dieser Zeit kam es mehrmals zu Bränden auf dem Werksgelände. Es folgten diverse Renovierungsarbeiten, bis

1976 ein Großteil des Werkes rückgebaut und das Gelände verkauft wurde. Hierauf folgte ein kontinuierlicher Rückbau der ursprünglichen Werksanlagen. Aus den früheren Produktionsprozessen resultieren erhebliche Belastungen von Boden und Grundwasser durch erhöhte PAK, MAK und NSO-HET Konzentrationen. Teeröle wurden bis an die Grundwasserleiterbasis (ca. 25 m u. GOK) nachgewiesen, der Grundwasserabstrom ist über eine Breite von etwa 300 m und über die gesamte Mächtigkeit des Grundwasserleiters mit teerölbürtigen Schadstoffen belastet. Die Schwermetallbelastung beschränkt sich auf die Auffüllungen im Bereich der ehemaligen Kyanisieranstalt und ist nur sehr begrenzt im Grundwasser nachvollziehbar. Im Februar und Juli 2013 wurden ausgewählte Messstellen am Standort beprobt. Die Ergebnisse sind im Anhang 9.8 aufgeführt.

Geologie/Hydrogeologie

Am Standort wechseln anthropogene Auffüllungen (Mächtigkeiten max. 3,5 m) mit natürlichen fluviatilen Deckschichten aus Schluffen, Tonen und Auelehmen (0-3 m). Bis in eine Tiefe von ca. 23 m werden Sande und Kiese des oberen und mittleren Kieslagers erbohrt, zum Teil mit feinsandigen Einlagerungen, die vermutlich dem oberen Zwischenhorizont entsprechen. In 23 m bis 48 m Tiefe folgen altquartäre Wechsellagen von Tonen, Schluffen und Feinsanden. Den Grundwasserleiter stellen die Sande und Kiese des OKL und MKL dar. Die Grundwasserfließrichtung ist nordöstlich gerichtet. Dies stellt eine Besonderheit des Standorts dar, denn die Fließrichtung weist vom Rhein weg. Es herrschen also bevorzugt influente Grundwasserfließbedingungen, vom Vorfluter in den Grundwasserleiter [MÜLLER et al (2002), MÜLLER et al (2005)].

1.3.4 Vergleichsstandort III (Imprägnierwerk)

Lage, Historie und Schadstoffbelastung

Grundlage der hier angegebenen Standortdaten ist ein Gutachten der Trischler und Partner GmbH von 1997. Der Standort ist auf ca. 84 m NN am Südufer des Rheins in 300-400 m Abstand zum Oberflächenwasser gelegen. Die industrielle Nutzung begann Anfang des 20. Jahrhunderts. Hauptsächlich wurden hier Telegraphenmaste und Eisenbahnschwellen imprägniert und kyanisiert. Zum Einsatz kamen Teeröle, Arsen und Schwermetalllösungen aus Quecksilber, Chrom und Kupfer. Die Abwasserentsorgung erfolgte über Absetzteiche auf dem Werksgelände. 1989 wurde das Imprägnierwerk stillgelegt und das Gelände an die Stadt verkauft. Es erfolgten Teilsanierungen auf dem Gelände und die Neuansiedlung von Industriebetrieben. Aus den früheren Produktionsprozessen resultieren massive Boden- und Grundwasserkontaminationen. Insbesondere die Böden im Schadensherd sind massiv und flächenhaft mit Schwermetallen belastet. Die Quecksilberkontaminationen im oberflächen-

nahen Boden betragen zur Zeit der Begutachtung im Jahr 1997 zwischen 640 und 1075 mg/kg TS. Die Arsenkonzentrationen lagen bei 400 bis 3800 mg/kg TS. Die Schwermetallbelastungen nehmen mit der Tiefe ab. Am Standort wird außerdem Teeröl in Phase angetroffen. Die Teerölphase liegt auf dem Grundwassernichtleiter auf und gibt beständig Schadstoffe ans Grundwasser ab. Laut dem Gutachten von 1997 umfasst die aufliegende Teerölphase eine Fläche von rund 70.000 m². Im Februar und Juli/August 2013 wurden ausgewählte Messstellen am Standort beprobt. Die Ergebnisse sind im Anhang 9.9 aufgeführt.

Geologie/Hydrogeologie

Der Standort liegt in der Rheinaue am Übergang von Ober- zu Mittelrhein. Im Jahr 1997 wurden flächendeckend rund 400 Sondierungen vorgenommen und der Schichtaufbau am Standort umfassend analysiert. Wechselnde Mächtigkeiten (max. 2 m) anthropogener Auffüllungen überlagern fluviatile Fein- bis Mittelsande. Diese sind im oberen Bereich leicht schluffig, teils tonig mit geringen Kiesanteilen. In 5-6 m Tiefe folgt eine durchgehend ausgeprägte Schicht von Grob- und Mittelkiesen mit Mächtigkeiten von 0,8 bis 2,5 m. In einer Tiefe von 6,4 bis 7,6 m wird diese durchlässige Schicht von dichtem, dunkelbraunem Ton unterlagert. Dieser sogenannte Rupelton weist durchgehend eine Mächtigkeit von ca. 15 m auf und grenzt den oberen Grundwasserleiter nach unten ab. Die Grundwasserfließrichtung ist nördlich Richtung Rhein gerichtet. Schwankungen des Grundwasserspiegels im Rahmen von Hochwasserereignissen sind im Gutachten von 1997 dokumentiert. Hierbei ist eine Fließrichtungsumkehr des Grundwassers in unmittelbarer Nähe zum Vorfluter Rhein wahrscheinlich. Die im Gutachten von 1997 berücksichtigten Messstellen in ca. 400 bis 450 m Entfernung zum Rhein sind allerdings nicht mehr direkt betroffen.

2 Aufgabenstellung und Ziel der Arbeit

Ehemalige Gaswerke und Deponien mit Gaswerksrückständen sind in der Regel mit Teeröl belastet und verursachen häufig lang anhaltende Kontaminationen in Böden und Grundwässern. Die routinemäßige Untersuchung an den betroffenen Altlastenstandorten umfasst bisher die 16 von der amerikanischen Umweltbehörde festgelegten EPA-PAK, sowie die monoaromatischen BTEX. Die Kontaminationen werden jedoch von einer Vielzahl weiterer polyaromatischer, monoaromatischer, heterozyklischer Kohlenwasserstoffe, sowie von Phenolen begleitet. Geht man bei einer hydraulischen Sicherung oder einem Bodenaustausch davon aus, dass alle Schadstoffe im betrachteten Bereich beseitigt werden, erlangen bei Anwendung von Natural Attenuation als Sanierungsalternative Substanzen die mobiler, toxischer oder persistenter sind als die routinemäßig untersuchten EPA-PAK und BTEX-Aromaten, besondere Relevanz [KERN et al (2007)]. Insbesondere die NSO-Heterozyklen wurden bereits in Forschungsprojekten untersucht und verschiedene Listen prioritärer NSO-HET erstellt [KERN et al (2007), WERNER et al (2008), BLOTEVOGEL et al (2008), BLUM et al (2011), TIEHM et al (2014)]. Eine abschließend einheitliche Vorgehensweise bei der Analytik bzw. eine verbindliche Substanzliste existiert nach wie vor nicht. Mithilfe umfangreicher Felduntersuchungen sollten wichtige Leitsubstanzen in Schadensherd- bzw. Abstrombereichen herausgearbeitet werden. Die Untersuchungen umfassten 102 teerölbürtige Einzelsubstanzen und beinhalteten 20 monoaromatische, 20 polyaromatische, 38 heterozyklische aromatische Kohlenwasserstoffe, sowie 24 kurzketige Alkylphenole.

Gaswerke oder andere Industriestandorte wurden häufig in der Nähe zu großen Fließgewässern gebaut, da über die Wasserstraßen kostengünstig Ausgangsmaterialien an- und hergestellte Produkte abtransportiert werden konnten. Die Nähe zum Fließgewässer sorgt hierbei an vielen Standorten deutschlandweit für instationäre Grundwasserfließ- und Redoxbedingungen. Im Rahmen der vorliegenden Studie sollten erstmals gezielt NA-Prozesse unter instationären Grundwasserfließbedingungen nachgewiesen werden. Untersucht werden sollte wie sich instationäre Bedingungen auf Schadstoffabbau, Mikroorganismenpopulationen und Fahnenlänge auswirken. Am Beispiel des Referenzstandortes Gaswerk Gernersheim sollte ein standortübergreifendes Prozessverständnis erarbeitet werden und so die Übertragung von Erkenntnissen auf andere Standorte mit instationären Bedingungen ermöglicht werden.

Die durchgeführten Arbeiten lassen sich wie folgt in verschiedene Themenbereiche gliedern:

- Einfluss des Oberflächengewässers auf die Redoxbedingungen im Grundwasserleiter

- Mikrobiologische Bestandsaufnahme an kontaminierten Standorten, Einfluss von wechselnden Redoxbedingungen insbesondere auf anaerobe Bakteriengruppen
- Mikrobiologischer Abbau teerölbürtiger Schadstoffe unter verschiedenen definierten Redoxbedingungen in Mikrokosmen
- Ermittlung von NA-spezifischen Leitsubstanzen über die Routineparameter EPA-PAK und BTEX-Aromaten hinaus

3 Material und Methoden

Verwendete Geräte und Materialien, Chemikalien, Medien und Lösungen sind in den Anhängen 9.2, 9.3 und 9.4 aufgelistet.

3.1 Tiefenintegrierte Grundwasserprobenahme am Standort

Die Grundwasserentnahmen erfolgten unter Berücksichtigung der entsprechenden Vorschriften zur Probenahme aus Grundwasserleitern [DIN (2004), DIN (2007), LUBW (2013)]. Der Pumpeneinbau (Grundfoss MP1) lag jeweils mindestens 2,0 m unterhalb des Betriebswasserspiegels im Bereich der Filterstrecke der Grundwassermessstelle. Für die Grundwasserentnahmen wurde das Leervolumen der jeweiligen Messstelle (grundwassererfüllte Innenverrohrung und Filterstrecke) mindestens dreimal ausgetauscht und gewartet, bis die begleitende Vor-Ort-Analytik von Temperatur, Leitfähigkeit, pH-Wert, Sauerstoffgehalt und Redoxpotential in einer Durchflussmesszelle (laminares Anströmen der Elektroden) stabile Werte lieferte. Die hierfür verwendeten Messgeräte der Firma WTW wurden zuvor kalibriert, bzw. die Funktionsfähigkeit anhand von Referenzlösungen überprüft. Beprobungszeitraum, Fördermenge, Absenkungsverlauf sowie technische Angaben zum Messstellenausbau wurden in Probenahmeprotokollen dokumentiert. Die Probenahmekampagnen wurden von Stichtagsmessungen der Wasserstände begleitet, in die alle vorhandenen Messstellen einbezogen wurden.

Für die Standortanalytik wurden Steilbrustschliffflaschen verschiedenen Volumens benutzt. Diese wurden nach dreifachem Volumenaustausch luftblasenfrei befüllt. Zur Probenstabilisierung wurde nach Bedarf Säure vorgelegt. Die Analytik erfolgte innerhalb von 24 Stunden, bis dahin wurden die Proben kühl und dunkel gelagert.

3.2 Labormikrokosmen, Übersicht und Ansatz

Für die Abbauversuche im Labor wurden 2 L Batchflaschen mit Waschflaschenaufsätzen und Vitonschläuchen versehen und autoklaviert. Für anaerobe Versuchsansätze wurden die Flaschen vor der Probenahme mit Stickstoff befüllt. Bis zur Probenahme im Feld wurden die Schläuche mit Schlauchklemmen verschlossen. Bei der Grundwasserentnahme wurde das Volumen der betreffenden Messstellen dreimal ausgetauscht und die Stabilität der Vor-Ort-Parameter abgewartet. Dann wurden die Flaschen mit Grundwasser befüllt und anschließend luftblasenfrei mit Schlauchklemmen verschlossen. Der Transport ins Labor erfolgte in Kühlboxen. Die Waschflaschenaufsätze wurden noch am selben Tag in der Anaerobox durch mit Teflon beschichtete Schraubdeckel ersetzt.

Die Abbauversuche im Labor wurden mit Grundwasser aus verschiedenen Messstellen des Standortes Gaswerk Germersheim durchgeführt (Abbildung 5). Die 2 L-Batchflaschen mit seitlicher GL-18 Öffnung zur Probenahme stellen kleinskalige, geschlossene Systeme dar, in denen gezielt Versuchsbedingungen eingestellt werden können. Mikrokosmen mit Standortmaterial ermöglichen somit die Untersuchung von im Feld ablaufenden Prozessen in einem kontrollierbaren System [BERGHOFF et al (2007)]. Im Folgenden wird eine Übersicht über die durchgeführten Versuche gegeben.

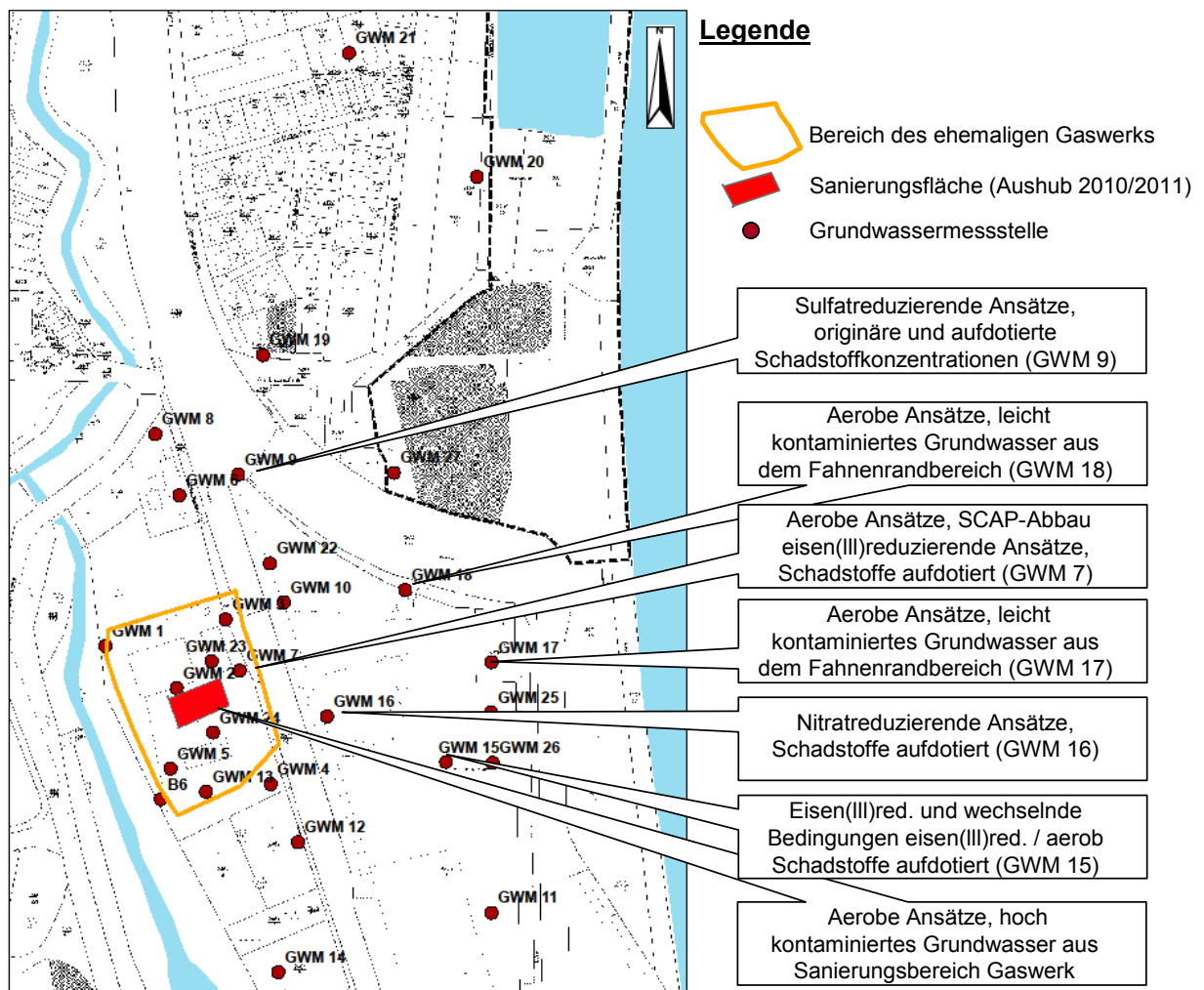


Abbildung 5: Grundwasserentnahmestellen für Labormikrokosmen

Die Abbauversuche erfolgten sowohl mit den originär im Grundwasser vorgefundenen Schadstoffkonzentrationen als auch mit aufdotierten Schadstoffgemischen. In die Mikrokosmen wurden verschiedene Elektronenakzeptoren (Sauerstoff, Nitrat, Eisen(III) und Sulfat) gegeben und die Milieuvhältnisse mittels Sauerstoff-, pH- und Redoxpotentialmessungen, sowie ionenchromatographischer Analytik kontrolliert. Zu jedem Versuchsansatz wurde eine mit Natriumazid vergiftete Sterilkontrolle mitgeführt, um abiotische Umsetzungen zu

erkennen. Die Mikrokosmen wurden im Dunkeln bei Raumtemperatur gelagert und mindestens messtäglich geschüttelt bzw. auf Schüttlern gelagert. Tabelle 2 zeigt eine Übersicht über die durchgeführten Abbauprobversuche.

Tabelle 2: Übersicht Labormikrokosmen

Probenahmestelle für Grundwasserentnahme	Abbaubedingungen	Anzahl aktive Ansätze	Anzahl Sterilkontrollen
Bohrloch Sanierungsfeld	aerob	4	2
GWM 7	Eisen(III)reduzierend	6	2
	Nitratreduzierend	2	1
GWM 9	Sulfatreduzierend	4	1
GWM 15	Eisen(III)reduzierend	2	1
	wechselnde Bedingungen, aerob / Eisen(III)reduzierend	3	1
	aerob	4	1
GWM 16	Nitratreduzierend	4	1
GWM 17	aerob	4	1
GWM 18	aerob	4	1

3.2.1 Aerobe Versuchsansätze

Ein aerobes Milieu in den Mikrokosmen wurde durch die Zugabe von Luftsauerstoff während der Probenahme geschaffen. Beim Wechseln der Septendeckel und beim Ausgleich des durch die Probenahme entstehenden Unterdrucks dringt Luftsauerstoff in den Gasraum der Flasche ein und bildet ein Gleichgewicht mit der wässrigen Phase.

3.2.2 Nitratreduzierende Versuchsansätze

Zur Einstellung von nitratreduzierenden Bedingungen in den Mikrokosmen wurde den entsprechenden Ansätzen Kaliumnitrat als terminaler Elektronenakzeptor (TEA) zugesetzt. Eine Abschätzung der benötigten TEA erfolgte aufgrund der gemessenen bzw. zugegebenen Schadstoffkonzentrationen. Die angestrebte Nitratkonzentration betrug 20 mg/L. Die Nitratkonzentration wurde mithilfe von ionenchromatographischen Analysen regelmäßig überprüft. Bei Bedarf wurde Nitrat nachdosiert.

3.2.3 Eisen(III)reduzierende Versuchsansätze

Im Fall der eisen(III)reduzierenden Ansätze wurde $\text{FeCl}_3 \cdot 6 \text{H}_2\text{O}$ als TEA zugegeben. Die erforderliche Eisenkonzentration wurde aufgrund der gemessenen bzw. zugegebenen Schadstoffkonzentrationen berechnet. Die Eisenzugabe erfolgte dann im Überschuss der

berechneten Menge (ca. Faktor 4), da sich eine versuchsbegleitende Kontrolle der Eisenkonzentrationen als schwierig herausstellte (Kapitel 5.2.5).

3.2.4 Sulfatreduzierende Versuchsansätze

Im Grundwasser welches für die sulfatreduzierenden Ansätze genutzt wurde, lagen Sulfatkonzentrationen von ca. 60 mg/L vor. Eine zusätzliche Dosierung dieses Elektronenakzeptors war demnach nicht nötig. Die Sulfatkonzentration wurde mithilfe von ionenchromatographischen Analysen regelmäßig überprüft. Der Nachweis des Respirationsproduktes Sulfid erfolgte mit Schnelltests der Fa. Macherey & Nagel.

3.2.5 Schadstoffzugabe

Einigen Mikrokosmen wurden zusätzlich zur originären Schadstoffbelastung Schadstoffe zudosiert (Abbildung 5). Zur Dosierung der Schadstoffe wurden Stammlösungen hergestellt. Hierbei dienten die flüssigen Substanzen als Lösungsmittel für die festen, sodass kein zusätzliches Lösungsmittel benötigt wurde. Um Verluste durch Flüchtigkeit auszugleichen, wurden einige Substanzen höher dosiert. Die Dosierung der Stammlösungen erfolgte mittels gasdichter Mikroliterspritzen aus Glas (gastight, Hamilton) direkt in die Flüssigkeit der Mikrokosmen. Danach wurde der Deckel sofort wieder verschlossen. Zum Lösen der aromatischen Kohlenwasserstoffe wurden die Batchflaschen für mindestens 48 h auf einem Schüttler inkubiert und danach die Startbeprobung durchgeführt. Die angestrebte Schadstoffkonzentration betrug 100 µg/L. Durch die unterschiedliche Dosierung und die unterschiedlichen Löslichkeiten kam es jedoch zu stark unterschiedlichen Ausgangskonzentrationen in den Mikrokosmen (Anhang 9.10).

3.2.6 Probenahme

Die Probenentnahme erfolgte mit Hilfe einer 5 mL und einer 50 mL Luer-Lock-Glasspritze mit steriler Kanüle durch das Septum der GL 18-Verschraubung der Batchflasche. Der Deckel mit durchstochenem Septum wurde am Ende der Beprobung durch einen sterilen Deckel mit neuem Septum ersetzt. Die Beprobung der aeroben Mikrokosmen wurde unter einem Abzug im Labor durchgeführt.

Für die anaeroben Versuchsansätze erfolgten die Probenahmen in der Anaerobbox (Abbildung 6). Um anaerobe Bedingungen zu gewährleisten, wurden die Mikrokosmen in Anaerobtöpfen mit sauerstoffzehrenden Anaerobbeuteln (AnaeroGen, Oxoid) und entsprechendem Indikator gelagert (Anaerobic Indikator, Oxoid).

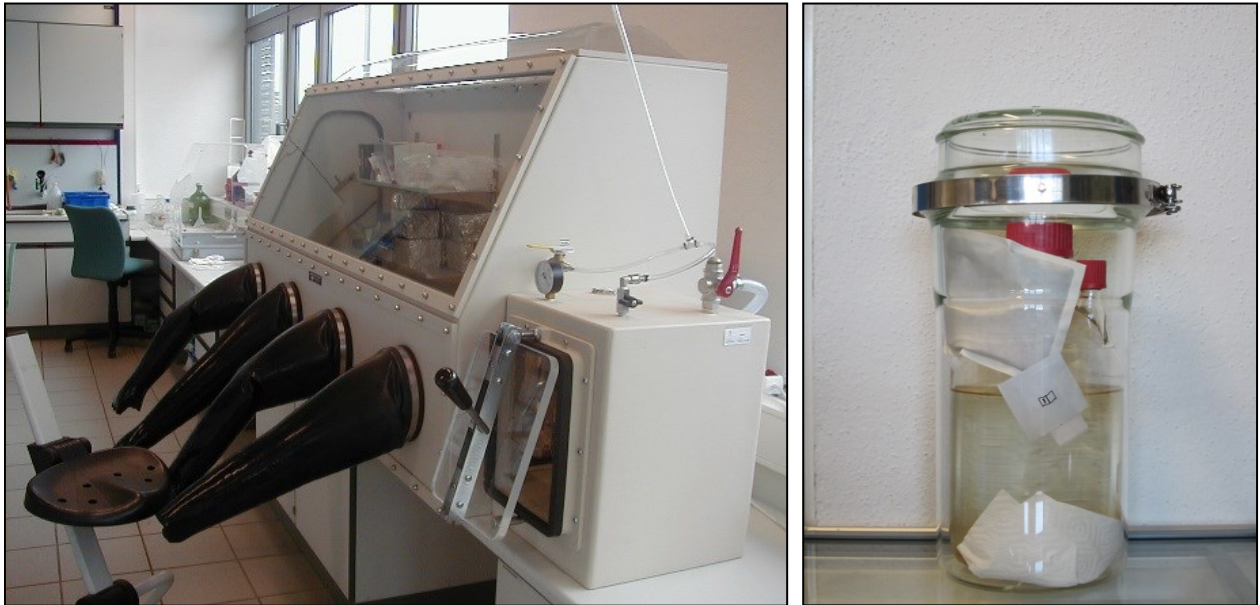


Abbildung 6: Anaerobbox (links) und Mikrokosmos im Anaerobtopf (rechts)

3.3 Physikalisch-chemische Methoden, Bestimmung von Keimzahlen und Toxizität

3.3.1 pH-Wert

Die Messungen des pH-Werts wurden mit pH-Elektroden der Firma WTW durchgeführt. Die Elektroden wurden messtäglich mit einer Standardpufferlösung (WTW) überprüft und gegebenenfalls mittels einer Zweipunktkalibrierung (pH 4 und pH 7) kalibriert.

3.3.2 Redoxpotential und Temperatur

Die Messungen des Redoxpotentials und der Temperatur wurden mit Redoxelektroden der Firma WTW durchgeführt. Bei der Messung wurden die Werte alle drei Minuten abgelesen, bis diese konstant, mit einer Abweichung von weniger als 10 mV in drei Minuten waren. Das gemessene Redoxpotential wird mittels folgender Gleichung auf die Standardwasserstoffelektrode bei 25°C korrigiert.

$$E = [E_t - 0,198 \cdot (t - 25)] + [224,2 - 0,742 \cdot t]$$

E_t → gemessenes Redoxpotential

t → Messtemperatur

3.3.3 Sauerstoff

Zur Bestimmung der Sauerstoffkonzentrationen wurden Sauerstoffelektroden der Firma WTW genutzt. Die Kalibrierung erfolgte messtäglich in einem Kalibriergefäß mit feuchter Raumluft.

3.3.4 Chemischer Sauerstoffbedarf (CSB)

Zur Bestimmung des CSB wurden Schnelltests von Macherey & Nagel mit einem Messbereich von 2-40 mg/L CSB verwendet. Der Test basiert auf der Oxidation der organischen Substanzen in schwefelsaurem Milieu mit Kaliumdichromat als Oxidationsmittel und Silbersulfat als Katalysator. Im Laufe der Reaktion kommt es zu einer Abnahme des Dichromats und dreiwertiges Chromat entsteht, welches photometrisch erfasst wird. Die Reaktionszeit beträgt zwei Stunden bei einer Reaktionstemperatur von 148°C. Die Temperatur wird über den Einsatz eines Thermoblocks aufrechterhalten. Die Proben wurden zur Stabilisierung mit Phosphorsäure angesäuert, luftblasenfrei abgefüllt und bis zur Messung gekühlt gelagert.

3.3.5 Ammonium

Zur Bestimmung des Ammoniumgehalts wurden Schnelltests von Macherey & Nagel mit einem Messbereich von 0,05-3 mg/L $\text{NH}_4^+/\text{NH}_3$ und 0,2-10 mg/L $\text{NH}_4^+/\text{NH}_3$ verwendet. Ammonium reagiert in alkalischer Lösung mit Hypochlorit und Salicylat in Gegenwart des Katalysators Nitroprussidnatrium zu Indophenolblau welches anschließend photometrisch quantifiziert wird.

3.3.6 Eisen (Gesamteisen und Eisen(II))

Zur Bestimmung von Gesamteisen und Eisen(II) wurden Schnelltests von Macherey & Nagel mit einem Messbereich von 0,01-15,00 mg/L verwendet. Der Nachweis erfolgt mittels 1,10-Phenanthrolin, welches mit den Eisen(II)ionen einen orangeroten Komplex bildet und photometrisch bestimmt wird.

Zur Stabilisierung wurden 15 mL Probe jeweils 0,1 mL halbkonzentrierte Salzsäure zugegeben, um eine Oxidation der reduzierten Eisenverbindungen unter aeroben Bedingungen zu verhindern. Bis zur Messung wurden die Proben gekühlt gelagert. Für die Bestimmung des gelösten Eisens wurde die Probe mit einem 0,2 µm-Filter filtriert, die Bestimmung des Gesamteisens erfolgte aus der unfiltrierten Probe. Als Reduktionsmittel für Eisen(III) zur Bestimmung des Gesamteisens wurde zusätzlich Hydroxylammoniumchlorid zugegeben. Mit Hilfe des Schnelltests wurden der Gehalt des vorhandenen Gesamteisens und der des anteiligen Eisen(II) bestimmt. Eisen(III) liegt im Boden überwiegend als Feststoff

vor, wird bei seiner Reduktion zu Eisen(II) jedoch leichter wasserlöslich. Unter aeroben Bedingungen kommt es zu einer Oxidation von Eisen(II) zu Eisen(III).

Durch das angewandte nasschemische Verfahren ist es jedoch nur möglich Eisen(II) zu bestimmen. Deshalb muss zur Bestimmung des Gesamteisens Eisen(III) zunächst zu Eisen(II) reduziert werden. Der Anteil des Eisen(III) am Gesamteisen kann anschließend berechnet werden.

3.3.7 Gelöster organischer Kohlenstoff (DOC)

Der DOC ist ein Summenparameter für organische Kohlenstoffverbindungen kleiner 0,45 µm. Laut Definition gibt er somit die Konzentration des in allen gelösten organischen Verbindungen enthaltenen Kohlenstoffs an [FRIMMEL et al (2006)].

Zur Bestimmung des DOC-Gehalts der Proben wurde das Messgerät vario TOC cube der Firma elementar verwendet. Aus den mit Salzsäure angesäuerten Proben wird zunächst der anorganische Kohlenstoff als CO₂ im Stickstoffstrom ausgestrippt. Dabei können leichtflüchtige Verbindungen entweichen die folglich nicht mit erfasst werden. Anschließend erfolgt eine vollständige Verbrennung der Probe bei 1200°C mit nachgeschalteter katalytischer Oxidation. Dadurch werden alle organischen Kohlenstoffverbindungen zu CO₂ oxidiert und über einen nicht dispersiven Infrarot-Weitbereichsdetektor quantifiziert. Die Bestimmung des DOC erfolgte stets als Doppelbestimmung. Die angegebenen Werte resultieren aus dem berechneten Mittelwert.

Die Ermittlung der DOC-Konzentration erfolgte über eine externe Kalibrierung. Bei jeder Messung wurden Kontrollstandards mit einer Konzentration von 10 mg/L mitgeführt. Bis zur Messung wurden die luftblasenfrei abgefüllten Proben kühl und dunkel gelagert.

3.3.8 Multiparametermesssonde

Die Multiparametermesssonde YSI 6 von Ecotech ist ausgestattet mit einem optischen Sauerstoffsensor, einem kombinierten pH- und Redoxsensor, Leitfähigkeitssensor, sowie einem Drucksensor, welcher die Höhe der Wassersäule oberhalb des Sensors aufzeichnet. Die Sonde wurde in der rheinnahen Grundwassermessstelle GWM 17 (Abbildung 3) installiert und zeichnete über zwei Jahre hinweg viermal am Tag die entsprechenden Werte auf.

3.3.9 Extraktion und Analytik der organischen Schadstoffe

Die organischen Schadstoffe wurden mittels flüssig–flüssig Extraktion mit MTBE aus dem Grundwasser extrahiert und anschließend mit GC MS im single-ion-modus gemessen (Betriebsbedingungen der GC MS in Tabelle 3). Vor der Extraktion wurden 45 mL Probe in einen Messkolben gefüllt, der interne Standard (10 µL Toluol-d₈ und Naphthalin-d₈) zugegeben und mit 5 mL MTBE mit einem Überkopfschüttler 20 Minuten extrahiert. Nach 10 Minuten Wartezeit für die endgültige Phasentrennung wurde die organische Phase mit Hilfe einer gasdichten Spritze entnommen, über Natriumsulfat getrocknet und die Messung durchgeführt. Rückstellproben wurden bei ca. -30 °C eingefroren. Die hier beschriebene Methode wurde im Rahmen des am TZW bearbeiteten LABO-Projektes „Altlastenbezogene Bewertungs- und Analyseempfehlung für kurzkettige Alkylphenole (SCAP) und NSO-Heterocyclen (NSO-HET) – Modul 2“ optimiert und validiert [TIEHM et al (2011)]. Der Parameterumfang sowie die Bestimmungsgrenzen der untersuchten Substanzen können Tabelle 4 entnommen werden. Die Analyse der monoaromatischen und polyaromatischen Kohlenwasserstoffe, der NSO-Heterozyklen und kurzkettigen Alkylphenole erfolgte mit Hilfe eines Gaschromatographen mit massesensitivem Detektor.

Tabelle 3: Anlagebedingungen GC MS

Gerät	Gaschromatograph Agilent 6890N	
Detektor	Massenspektrometer MSD Agilent 5973 Network	
Trärgasgeschwindigkeit	1,1mL/min	
Trärgas	Helium	
Injektion	Split zur Lösemittelausblendung	
Injektionsvolumen	5µL	
Injektortemperatur	10°C, 1min	
Säule	Kapillarsäule ZB-5HT Inferno 60m x 0,25mm x 0,25µm (Phenomenex)	
Ofentemperaturprogramm	für NSO-HET:	für PAK:
	40°C, 5min	60°C, 1min
	40-130°C mit 6°C/min	60-150°C mit 20°C/min
	130°C, 7min	150-270°C mit 5°C/min
	130-250 mit 5°C/min	270-350°C mit 3°C/min
	250-350°C mit 10°C/min	350°C, 10min
	350°C, 15min	
Transferlinietemperatur	300°C	325°C
Messdauer	76min	66min

Die Kalibrierung des Geräts erfolgte über das Gesamtverfahren. Da die Kalibriergeraden nicht über den gesamten Messbereich linear verlaufen, erfolgte die Auswertung innerhalb vier verschiedener Kalibrierbereiche. Zur Auswertung der verschiedenen Substanzen wurde die installierte Software MSD ChemStation 2004 genutzt.

Tabelle 4: Parameterspektrum aller analysierten Substanzen und Bestimmungsgrenzen

Monoaromatische Kohlenwasserstoffe	Bestimmungsgrenze (µg/L)	Polyaromatische Kohlenwasserstoffe	Bestimmungsgrenze (µg/L)	Stickstoffhaltige Heterozyklen	Bestimmungsgrenze (µg/L)	Schwefel- und Sauerstoffhaltige Heterozyklen	Bestimmungsgrenze (µg/L)	Kurzkettige Alkylphenole	Bestimmungsgrenze (µg/L)
Benzol	0,5	Naphthalin	0,3	Chinolin	0,3	Benzothiophen	0,2	Phenol	3
Toluol	0,5	Acenaphthylen	0,3	2-Methyl-chinolin	1	2-Methyl-benzothiophen	0,2	o-Kresol	1,5
Ethylbenzol	0,5	Acenaphthen	0,2	3-Methyl-chinolin	0,2	3-Methyl-benzothiophen	0,2	m- / p-Kresol	3
m- / p-Xylol	0,5	Fluoren	0,5	4-Methyl-chinolin	0,3	5-Methyl-benzothiophen	0,1	2,3-Dimethylphenol	5
o-Xylol	0,5	Phenanthren	0,5	6- / 7- Methyl-chinolin	0,3	3,5-Dimethyl-benzothiophen	0,3	2,4-Dimethylphenol	3
Styrol	0,5	Anthracen	0,5	8-Methyl-chinolin	0,2	Dibenzothiophen	0,3	2,5-Dimethylphenol	2,5
Cumol	0,5	Fluoranthren	0,5	2,4-Dimethyl-chinolin	0,3	4-Methyl-dibenzothiophen	0,1	2,6-Dimethylphenol	2
n-Propylbenzol	0,5	Pyren	0,5	2,6-Dimethyl-chinolin	0,3	Thiophen	0,1	3,4-Dimethylphenol	3,5
1,2-Diethylbenzol	0,5	Benzo(a)-anthracen	0,3	Isochinolin	4	2-Methylthiophen	0,1	2-Ethylphenol	2
1,3 Diethylbenzol	0,5	Chrysen	0,3	1-Methyl-isochinolin	2	3-Methylthiophen	0,1	4-Ethylphenol	4
1,4 Diethylbenzol	0,5	Benzo[b]-fluoranthren	0,3	3-Methyl-isochinolin	2	2,5-Dimethylthiophen	0,1	3-Ethyl+ 2,5-Dimethylphenol	4
1-Methyl-2-ethylbenzol	0,5	Benzo[k]-fluoranthren	0,3	Acridin	0,3	2,3-Dimethylthiophen	0,1	2-Isopropylphenol / 2,4,6-Trimethylphenol	3
1-Methyl-3-ethylbenzol / 1-Methyl-4-ethylbenzol	0,5	Benzo[a]pyren	0,3	Carbazol	0,2	2-Phenylphenol	0,5	3 / 4-Isopropylphenol / 2,3,6-Trimethylphenol	7,5
1,2,3-Trimethylbenzol	0,5	Indeno[1,2,3-cd]pyren	0,3	Indol	0,1	Benzofuran	0,2	2-Propylphenol	2,5
1,2,4-Trimethylbenzol	0,5	Dibenz[a]-anthracen	0,3	Phenanthridin	0,2	2- / 3-Methylbenzofuran	0,2	3 / 4-Propylphenol	7
1,3,5-Trimethylbenzol	0,5	Benzo[ghi]perylen	0,3	Pyrrol	1	2,3-Dimethylbenzofuran	0,1	3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	8
Indan	0,3	1-Methylnaphthalin	0,2			Dibenzofuran	0,1	3,4,5-Tri-methylphenol	4,5
Inden	0,3	2-Methylnaphthalin	0,3			2-Methyl-dibenzofuran	0,3		
		1,4-Dimethylnaphthalin	0,3			Xanthen	0,1		
		1,1 Biphenyl	0,3			Xanthenon	0,1		

3.3.10 Ionenchromatographie

Mithilfe der Ionenchromatographie (IC) wurden die Anionen Chlorid, Nitrit, Nitrat, Sulfat und Phosphat bestimmt. Die Bestimmung der Anionen diente der Überprüfung von Nährstoffverfügbarkeit und der Kontrolle von ablaufenden chemischen Prozessen (Sulfat- bzw. Nitratreduktion) in Feldproben, sowie im zeitlichen Verlauf der Mikrokosmenversuche. Betriebsbedingungen und Bestimmungsgrenzen der IC sind in Tabelle 5 aufgelistet.

Tabelle 5: Betriebsbedingungen und Bestimmungsgrenzen der Ionenchromatographie

<i>Trennsäule</i>	Metrosep A Supp 5	Bestimmungsgrenzen BG (mg/L)	
<i>Suppressor</i>	Metrohm Supressor Modul	Chlorid	0,5
<i>Injektionsvolumen</i>	20 µL	Nitrit	0,5
<i>Eluent</i>	3,2 mM Na ₂ CO ₃ / 1 mM NaHCO ₃	Nitrat	1,0
<i>Regenerent</i>	H ₂ SO ₄ (0,1%-ig)	Sulfat	1,0
<i>Probevolumen</i>	ca. 4mL	Phosphat	1,0

3.3.11 Toxizität

Die Toxizität wurde mit dem Leuchtbakterienhemmtest (*Vibrio fischeri*) bestimmt. Die Abnahme der Leuchtintensität von *Vibrio fischeri*, einem marinen Bakterium, dient als Test für die Toxizität der im Grundwasser befindlichen Substanzen. Hierbei wird ein Zusammenhang zwischen der Konzentration der Schadstoffe und der Hemmung der Leuchtintensität hergestellt und daraus Kennwerte wie LID (lowest ineffective dilution) oder EC₂₀ und EC₅₀ Werte (Konzentration, bei der die Hemmung der Leuchtintensität 20% bzw. 50% beträgt) abgeleitet. Der Test wurde nach EN ISO 11348-3 durchgeführt [DIN (1998)].

3.3.12 Keimzahlbestimmungen nach dem Most Probable Number (MPN)-Verfahren

Mit dem MPN Verfahren lassen sich im Grundwasser stoffwechselaktive Mikroorganismen nachweisen und quantifizieren. Von den Proben wurden dezimale Verdünnungsreihen in Mikrotiterplatten erstellt. Nach Inkubation der Ansätze (Einzelheiten zu den verwendeten Medien, Inkubation und Auswertung in Anhang 9.4 und 9.4) wurde die Anzahl der bewachsenen Röhrchen pro Verdünnungsreihe gezählt und mithilfe einer Poisson-Verteilung die wahrscheinlichste Keimzahl der Probe ermittelt.

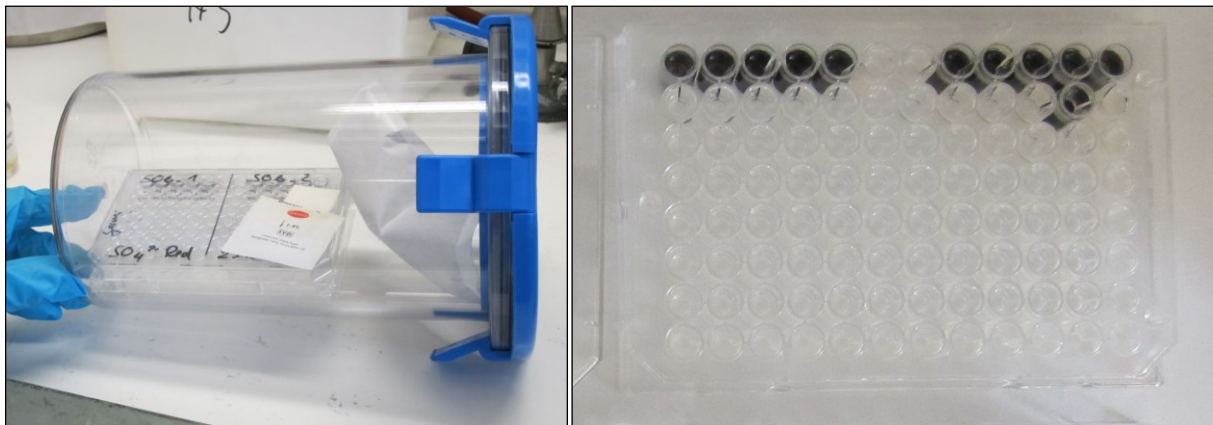


Abbildung 7: Anaerob inkubierte MPN-Ansätze zur Bestimmung sulfatreduzierender Bakterien (linkes Bild) und Mikrotiterplatte mit bewachsenen Röhrchen (rechtes Bild)

4 Ergebnisse und Diskussion der Felduntersuchungen

4.1 Grundwasserfließverhalten, Gaswerk Germersheim

Das Grundwassermessnetz am Referenzstandort Gaswerk Germersheim wurde im Lauf des Forschungsprojektes unter Einbeziehung der gewonnenen Erkenntnisse von 24 auf 28 über den gesamten Standort verteilte Grundwassermessstellen erweitert. Pegelstandsmessungen und Stichtagsbeprobungen ergaben, dass die Grundwasserstände und somit auch die Fließrichtungen stark vom Rheinpegel beeinflusst sind. Steigt in Folge von Regenfällen oder Schneeschmelze der Rheinpegel, so drückt Oberflächenwasser bzw. Uferfiltrat in den Grundwasserleiter des Untersuchungsgebiets (influente Abflussverhältnisse). Bei niedrigem Rheinpegel hingegen herrschen effluente Abflussverhältnisse vor, und das Grundwasser fließt in Richtung des Vorfluters Rhein. Mittels fest installierter Messsonden konnte diese hydraulisch wirksame Anbindung des Grundwasserleiters an das Oberflächengewässer Rhein gezeigt werden. In Tabelle 6 sind die Häufigkeiten der Grundwasserströmungsrichtungen exemplarisch für den Zeitraum von März 2010 bis Juni 2011 gezeigt. Deutlich ist die vorherrschende östlich gerichtete Grundwasserfließrichtung. Neben dieser Hauptfließrichtung wurde jedoch auch jede andere Grundwasserströmungsrichtung dokumentiert [SCHÄFER (2013)].

Tabelle 6: Häufigkeiten der Grundwasserfließrichtungen für das hydrologische Dreieck der Messstellen GWM 1, GWM 13 und GWM 10 für den Zeitraum März 2010 bis Juni 2011 am Standort Gaswerk Germersheim [SCHÄFER (2013)]

Fließrichtung	Häufigkeit [%]	Gefälle [‰]
Nord	2	0,14
Nord-Ost	8	0,28
Ost	58	0,63
Süd-Ost	5	0,64
Süd	2	0,8
Süd-West	6	0,61
West	11	0,84
Nord-West	9	1,97

Die spezielle Lage des Altstandorts Gaswerk Germersheim im Bereich zwischen dem Hauptvorfluter Rhein, dem westseitigen Rheinzufuss Queich und dem rheinparallel verlaufenden

Altrheinarm Bornpfuhl macht die Grundwasserströmungssituation äußerst komplex. In dieses System greifen zusätzlich wasserwirtschaftliche Maßnahmen wie der Betrieb von Pumpwerken und Stauwehren ein. Um die Schadenssituation am Standort umfassend zu beurteilen, wurden im Juli 2010, im November 2011 und im Mai 2012 Probenahmekampagnen an allen Grundwassermessstellen durchgeführt. Die Grundwasserentnahmen erfolgten jeweils tiefenintegriert. Das Grundwassermessnetz am Standort umfasste bei den ersten beiden Probenahmekampagnen im Juli 2010 und November 2011 24 Grundwassermessstellen und im Mai 2012 27 Grundwassermessstellen (Abbildung 3). Neben der Analytik der hydrochemischen Parameter und der Schadstoffe wurden jeweils auch die Grundwasserstände erfasst, um Aussagen über die jeweils vorherrschende Fließrichtung treffen zu können. Während der Probenahme im Juli 2010 wurde eine östlich gerichtete Strömung des Grundwassers nachgewiesen. Der Probenahme voraus ging jedoch ein Hochwasser mit einer Fließrichtungsumkehr im Juni 2010. Im November 2011 waren die Rheinwasserstände niedrig, die Grundwasserfließrichtung in diesem Zeitraum ging Richtung Osten zum Rhein. Im Mai 2012 herrschten nach einem Hochwasser nordwestliche Grundwasserströmungen. Der Wechsel der Grundwasserfließrichtungen im Zeitraum 2010 bis 2013 wurde im Rahmen der Grundwassermodellierung detailliert dargestellt [SCHÄFER (2013)].

Fällt der Rheinpegel, nimmt die Grundwasserströmung eine vorwiegend östliche Strömung an. Bei Hochwasser wechselt die Richtung nach Westen. Anhand der Rheinpegelstände ist zu sehen, dass den Probenahmekampagnen jeweils völlig andere Bedingungen vorausgegangen sind (Abbildung 8). Die Ergebnisse verdeutlichen den Einfluss des nahen Oberflächengewässers. Die Auswertung der Feldarbeiten erfolgte daher immer im Zusammenhang mit der Betrachtung des Rheinpegels. In Abbildung 8 sind alle am Standort durchgeführten Feldarbeiten im Zusammenhang mit den Wasserständen des Rheins dargestellt, gemessen wurden diese am Hafenpegel Germersheim.

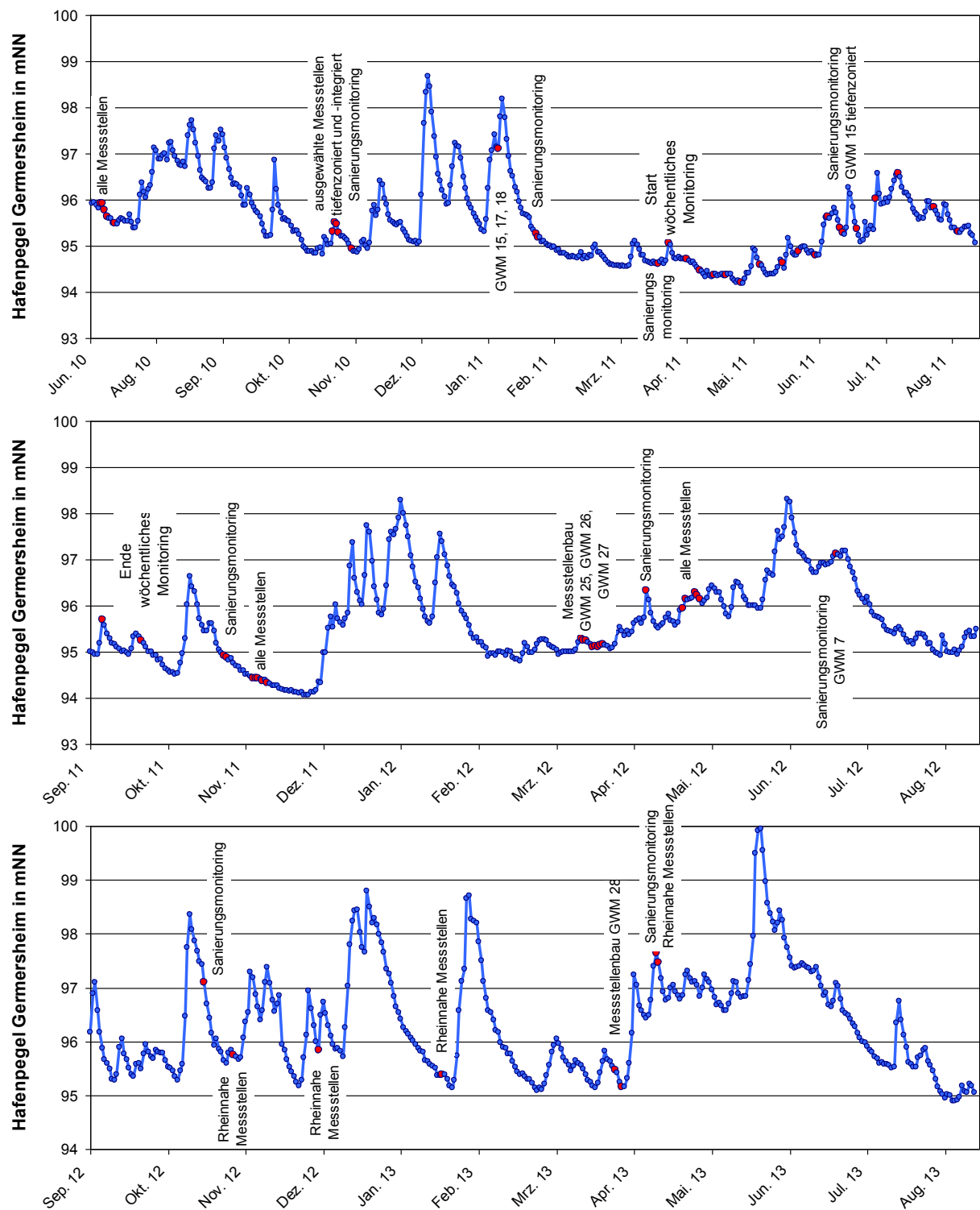


Abbildung 8: Rheinpegel in m über NN gemessen im Hafen Germersheim während der verschiedenen am Standort durchgeführten Feldarbeiten und Probenahmekampagnen (Zeitpunkte rot markiert)

4.2 Hydrochemische Grundwasserbeschaffenheit und mikrobiologische Bestandsaufnahme, Gaswerk Germersheim

4.2.1 Redoxpotential

Aufgrund der oft langsamen Kinetik vieler Redoxprozesse ist es unwahrscheinlich, dass ein (kontaminierter) Grundwasserkörper sich in Bezug auf das Redoxpotential im Gleichgewicht befindet [CHRISTENSEN et al (2000)]. Dennoch gibt das Redoxpotential erste Hinweise auf ablaufende mikrobiologische Umsetzungen im Grundwasser, oder vielmehr auf die bevorzugt ablaufenden Redoxreaktionen. In Abbildung 9 ist das jeweils zum Probenahmezeitpunkt gemessene Redoxpotential dargestellt. Ein niedriges Redoxpotential ist ein erster Hinweis auf sauerstoffzehrende Abbauprozesse im Grundwasserleiter. Im Bereich des ehemaligen Gaswerks werden vorwiegend niedrige Redoxpotentiale gemessen, aber zum Beispiel auch im Bereich der Auffüllung um GWM 9 im Juli 2010. Interessant ist auch der zeitliche Vergleich der rheinnahen Messstellen GWM 15, GWM 17 und GWM 20. Bei diesen Messstellen schwankte das Redoxpotential bei den unterschiedlichen Messkampagnen stark, was vermutlich am Einfluss des nahen Oberflächengewässers liegt.

4.2.2 Methan

Methan entsteht als Respirationsprodukt bei der Nutzung von Carbonat als Elektronenakzeptor. Wie in Kapitel 1.2.2 erläutert, sind methanogene Prozesse vor allem in direkter Schadensherdnähe zu erwarten, dort wo andere Elektronenakzeptoren nicht mehr zur Verfügung stehen (Abbildung 10). Hohe Methankonzentrationen bei allen drei Probenahmen sind im hochkontaminierten Bereich der Auffüllung um GWM 9 zu verzeichnen. Hohe Methangehalte werden ebenfalls am südöstlichen Randbereich des ehemaligen Gaswerks gemessen. Hier könnte die Zersetzung organischen Materials aus dem Altrheinarm Bornpfehl eine Rolle spielen, denn hier werden geringe bis keine Schadstoffkonzentrationen aber erhöhte CSB und DOC-Gehalte gemessen (Abbildung 17 und Abbildung 18). Interessant sind wiederum die Schwankungen im rheinnahen Bereich. GWM 15 weist im November sehr hohe Methankonzentrationen auf. Während dieser Zeit wurden im Grundwasser dieser Messstelle auch stark erhöhte Schadstoffgehalte gemessen (z.B. Abbildung 19 und Abbildung 20). Auffällig sind aber auch die starken Schwankungen im Bereich der rheinnahen Messstellen GWM 17 und GWM 18, die mit der Nähe zum Oberflächengewässer in Zusammenhang stehen könnten.

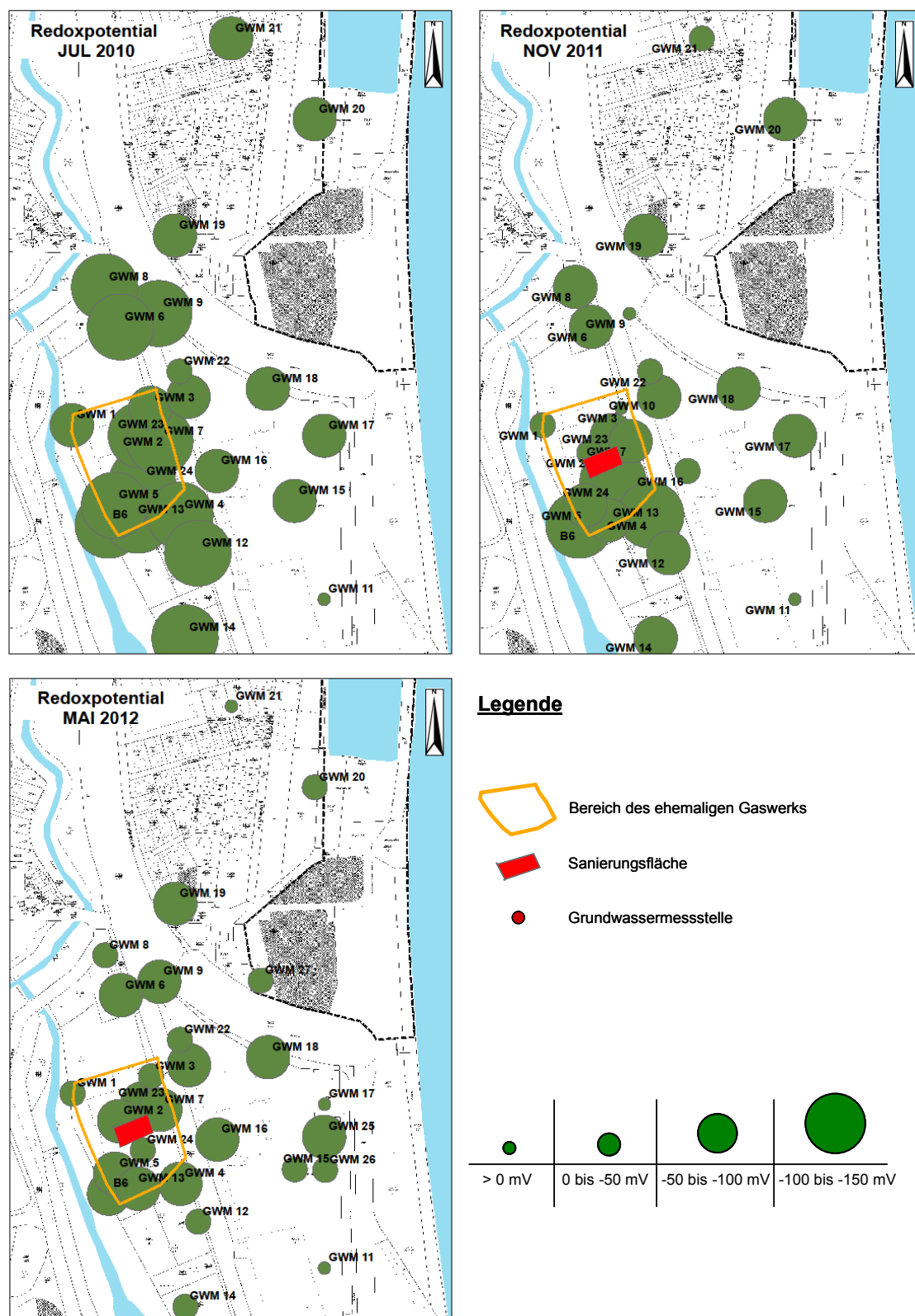


Abbildung 9: Gemessenes Redoxpotential im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Je größer das Kreisdiagramm, desto niedriger das Redoxpotential. Niedrige Redoxpotentiale werden vor allem im Bereich des ehemaligen Gaswerks nachgewiesen, starke Schwankungen im Bereich der rheinnahen Messstellen z.B.: GWM 17 im November 2011 und Mai 2012



Abbildung 10: Methankonzentrationen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Methanogene Prozesse im Bereich des verfüllten Teichs um GWM 9 und im Bereich des Bornpfuhls (B6), starke Schwankungen vor allem in GWM 15

4.2.3 Sulfat

Anhand der Sulfatkonzentrationen im Grundwasser (Abbildung 11) kann nicht direkt auf Zonen sulfatreduzierender Prozesse geschlossen werden. Die teilweise sehr hohen Sulfatwerte insbesondere im Bereich des ehemaligen Gaswerks, wo eher eine Abreicherung von Sulfat zu erwarten wäre, könnten aus dem Abbruch der ehemaligen Gaswerksgebäude und der Verfüllung des Geländes mit Bauschutt stammen. In östlicher und nördlicher Richtung nehmen die Sulfatgehalte dann stark ab. Mit hoher Wahrscheinlichkeit spielen daher am Standort sulfatreduzierende Abbauprozesse eine Rolle. Bei der Sulfatreduktion wird durch mikrobielle Umsetzung das Reduktionsprodukt Sulfid gebildet, welches bei gleichzeitiger Anwesenheit von zweiwertigem Eisen als Schwefeleisen in unterschiedlichen Varietäten (z.B. FeS) ausfällt und im Sediment verbleibt. Sulfid wurde ausschließlich im Grundwasser von GWM 9 nachgewiesen. Aufgrund von Fällungsprozessen bedeutet der über weite Strecken fehlende Nachweis von Sulfid im Grundwasser jedoch nicht, dass keine Sulfatreduktion stattfindet. Die Sulfatgehalte des Rheinwassers liegen im Mittel des Jahres 2011 bei 28,7 mg/L (Anhang 9.5), eine Nachlieferung dieses Elektronenakzeptors im Rahmen von Hochwasserereignissen ist demnach möglich.

4.2.4 Eisen und Mangan

Im Untergrund liegen Eisen(III)oxide meist als Feststoffe vor und können unter Einwirkung von Mikroorganismen zu wasserlöslichem Eisen(II) reduziert werden. Eisen(III)- und Mangan(IV)verbindungen können auch durch organische Substanzen ohne Einwirkung von Mikroorganismen reduktiv gelöst werden [DEIANA et al, (1995)]. Der Umsatz der rein chemischen Redoxreaktionen ist im Vergleich zu mikrobiell katalysierten Reaktionen jedoch als gering einzuschätzen [ALBRECHTSEN et al, (1994)]. Der Nachweis von Eisen(II) im Grundwasser ist dementsprechend ein Hinweis auf eisen(III)reduzierende Bakterien. Auf Abbildung 12 ist zu sehen, dass besonders hohe Gehalte an gelöstem Eisen(II) im Bereich des ehemaligen Gaswerks nachzuweisen sind. Im direkten Schadensherd findet demnach Eisen(III)reduktion statt. Ähnlich verhält es sich mit der Mangan(IV)reduktion. Mangan(IV) kann ebenfalls von Mikroorganismen als Elektronenakzeptor bei der Oxidation organischer Substanzen genutzt werden. Der Nachweis des gelösten Mangan(II) im Feld gibt demnach Hinweise auf die entsprechenden Mikroorganismen. Auch die Mangan(II)konzentrationen sind, ähnlich den Eisen(II)konzentrationen, auf dem Gelände des ehemaligen Gaswerks am höchsten, allerdings auf niedrigerem Niveau (Daten nicht gezeigt).

Bei der Betrachtung der Eisen(II)- und Mangan(II)- sowie der Methankonzentrationen muss die Mobilität der Stoffe berücksichtigt werden. Die gemessenen Konzentrationen können durch den Transport mit dem Grundwasser beeinflusst werden. Ebenso kann es zu Fällungen kommen, die Substanzen sind dann dem analytischen Nachweis entzogen.

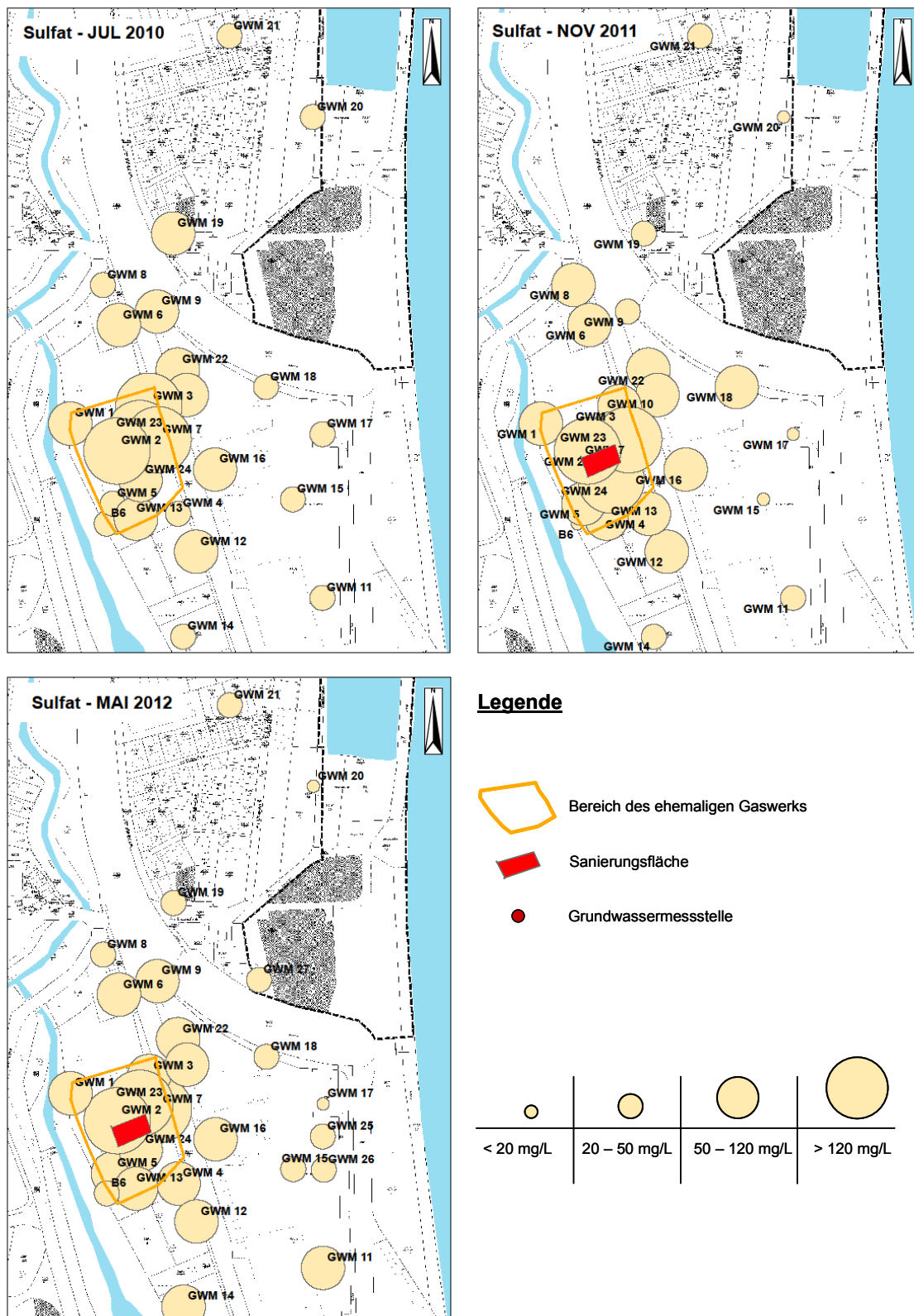


Abbildung 11: Sulfatkonzentrationen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Hohe Sulfatkonzentrationen im Bereich des ehemaligen Gaswerks resultieren evtl. aus dem Abbruch der Gebäude. Sulfat ist als Elektronenakzeptor flächendeckend vorhanden

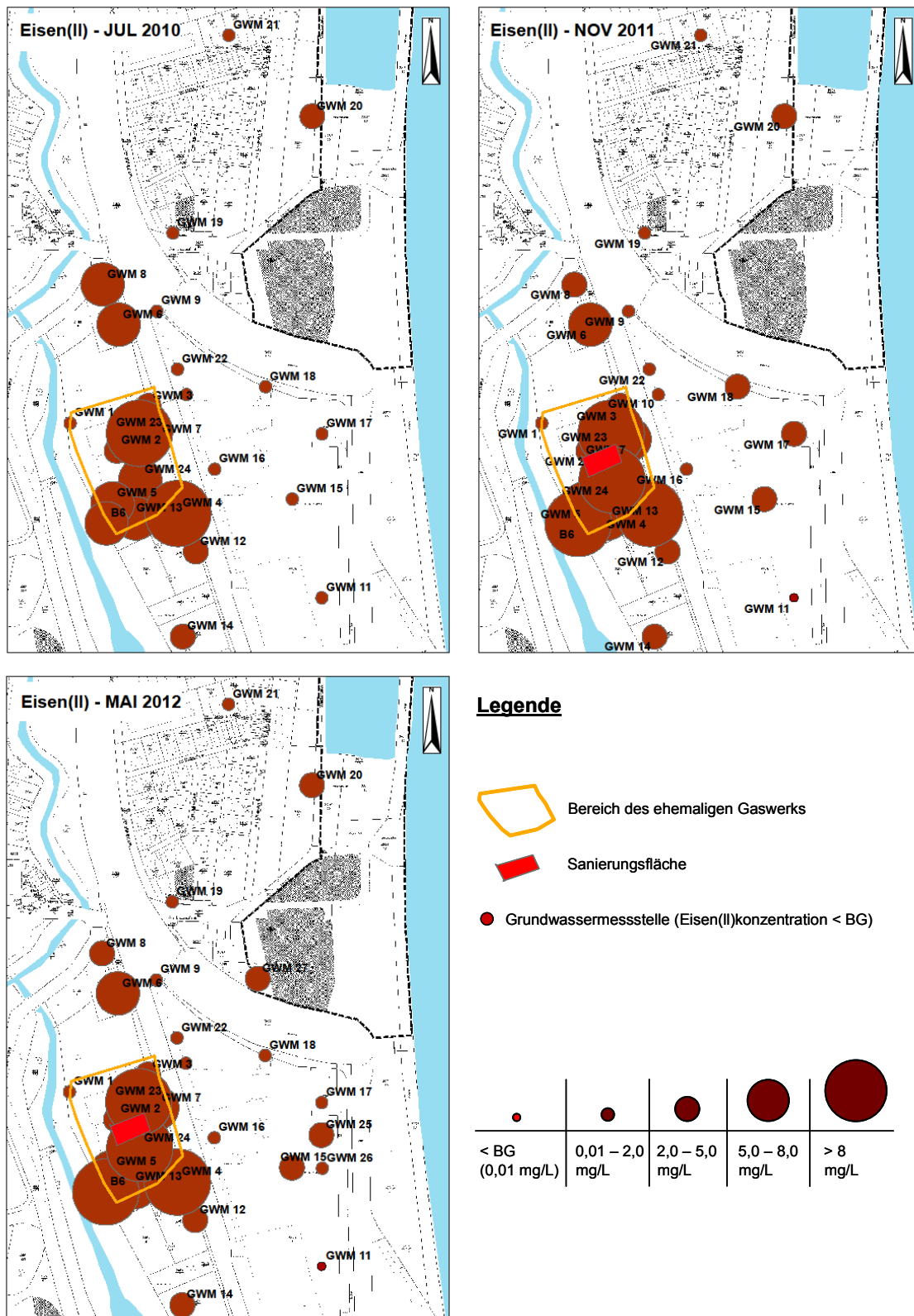


Abbildung 12: Eisen(II)konzentrationen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Eisen(II)reduktion vor allem im Bereich des ehemaligen Gaswerks und nahe des Altrheinarms Bornpfohl (Messstelle B6) am südwestlichen Randbereich des ehemaligen Gaswerks

4.2.5 Nitrat

Nitrat liefert als Elektronenakzeptor viel Energie für die an den Umsetzungen beteiligten Mikroorganismen. Die Verfügbarkeit von Nitrat (Abbildung 13) ist auf die äußeren Randbereiche des untersuchten Standorts begrenzt. Wahrscheinlich wird Nitrat schnell umgesetzt und ist deshalb in den Schadensherdbereichen nicht nachweisbar. Eine Ausnahme ist hierbei Messstelle GWM 16, in deren Grundwasser bei allen drei Probenahmekampagnen Nitrat nachgewiesen wurde. Bei einer tiefenzonierten Probenahme im Oktober 2010 wurde in dieser Messstelle mehr als 20 mg/L Nitrat im oberen Horizont nachgewiesen (Daten nicht gezeigt). Seit Beginn der Standortbearbeitung 1995 wird die Wiese im entsprechenden Bereich extensiv, graswirtschaftlich genutzt. Eine entsprechende Düngung der Fläche und damit der Eintrag von Nitrat sind nicht auszuschließen. Die Nitratkonzentrationen im Rhein lagen im Jahr 2011 zwischen 4,9 und 9,3 mg/L (Tabelle 29, Anhang 9.5). Ein Eintrag von Nitrat während influenter Grundwasserfließbedingungen ist also nicht auszuschließen.

4.2.6 Ammonium

Die in Abbildung 14 dargestellten Ammoniumkonzentrationen sind im Bereich des ehemaligen Gaswerks am höchsten. Aber auch östlich der Bahngleise (GWM 10, GWM 22) werden erhöhte Ammoniumkonzentrationen gemessen. Im östlich gerichteten Hauptabstrom sowie in nördlicher Richtung nimmt die Belastung des Grundwassers durch Ammonium dann deutlich ab. Ammonium gilt als ein Nebenprodukt der Kohleentgasung, die erhöhten Konzentrationen stammen vermutlich daher. Ammonium kann bakteriell im Rahmen der Nitrifikation zu Nitrit und weiter zu Nitrat umgesetzt werden. Die Reaktion erfordert molekularen Sauerstoff als Cosubstrat [FUCHS et al (2007)] und ist demnach ein weiterer sauerstoffzehrender Prozess im belasteten Grundwasser. Die Tatsache, dass zwar Ammonium, aber wenig Nitrat am Standort nachgewiesen wird, spricht für eine schnelle Umsetzung des vorhandenen Nitrats. Die im Jahr 2011 gemessenen Ammoniumkonzentrationen im Rhein werden mit einem Mittelwert von 0,02 mg/L angegeben [HLUG (2011)]. Eine Anlieferung über das Oberflächengewässer in den Grundwasserleiter ist demnach unwahrscheinlich.

4.2.7 Sauerstoff

Während der Probenahmekampagnen wurde im Grundwasser kein Sauerstoff nachgewiesen. Sauerstoff wird als energiereichster terminaler Elektronenakzeptor schnell verbraucht. Die Sauerstoffkonzentrationen im Rhein im Jahr 2011 lagen durchweg im gesättigten Bereich (Tabelle 29, Anhang 9.5). Der zeitweise Eintrag von Sauerstoff in den Grundwasserleiter während verschiedener Hochwasserereignisse konnte mittels einer fest installierten Multiparametermesssonde nachgewiesen werden (Kapitel 4.4.2).

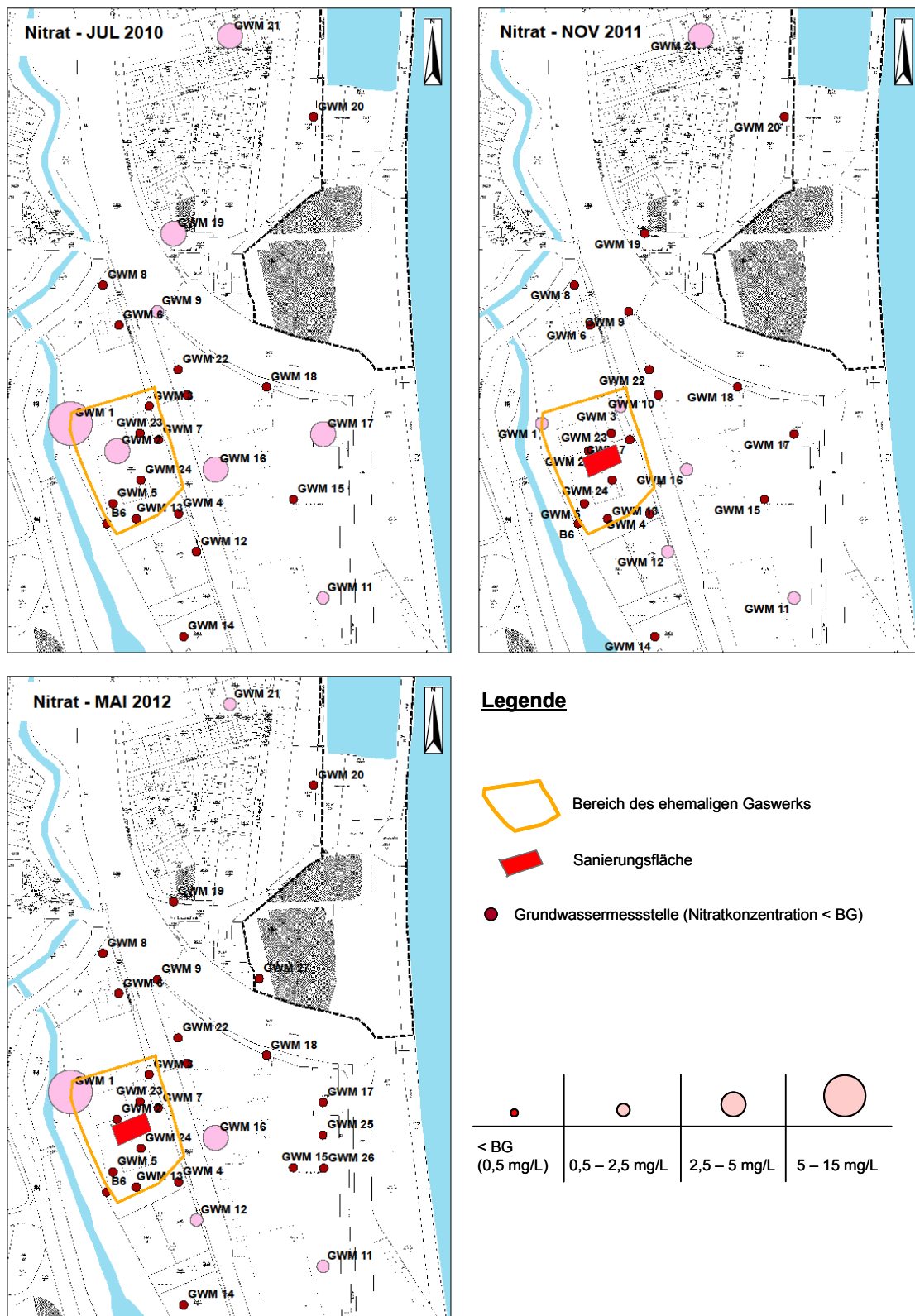


Abbildung 13: Nitratkonzentrationen zum Zeitpunkt der Probenahmekampagnen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Nachweis von Nitrat vor allem an den Fahnenrandbereichen rheinnah (GWM 17, GWM 11, GWM 21) und am Altrheinarm Bornpfuhl (GWM 1), aber auch im Bereich des ehemaligen Imprägnierwerks (GWM 16)

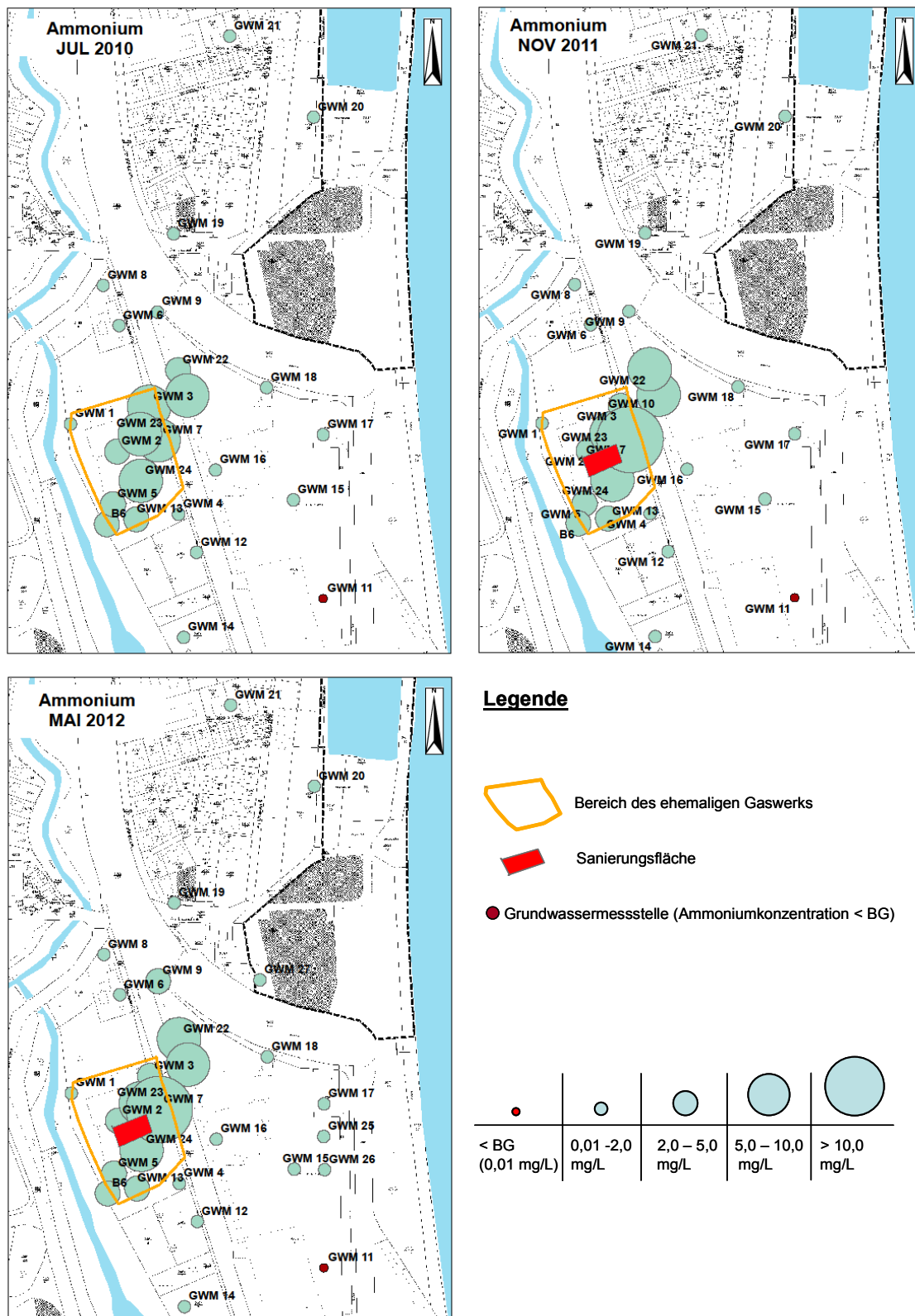


Abbildung 14: Ammoniumkonzentrationen zum Zeitpunkt der Probenahmeaktionen im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Nachweis von Ammonium verstärkt im Bereich des ehemaligen Gaswerks, zu den Fahnenrändern hin abnehmende Konzentrationen

4.2.8 Mikrobiologische Bestandsaufnahme

Im November 2011 und Mai 2012 wurden mikrobiologische Bestandsaufnahmen durchgeführt. Hierfür wurden die aeroben Gesamtkeimzahlen, aerobe Schadstoffverwerter, denitrifizierende Bakterien, sowie eisen(III)- und sulfatreduzierende Bakterien bestimmt, um das mikrobiologische Milieu besser einordnen zu können. In Abbildung 15 sind die Ergebnisse der Beprobung im November 2011 dargestellt. Es wird deutlich, dass in jeder Messstelle aerobe Schadstoffverwerter nachzuweisen sind. Im Grundwasser der schadensherdnahen, am höchsten belasteten Messstellen (GWM 24, GWM 7, GWM 9, GWM 16) ist die nachgewiesene Zelldichte um ca. eine Log-Stufe höher als in den schwächer belasteten westlich und östlich gelegenen Grundwassermessstellen. Ausnahmen hierbei sind GWM 13 und überraschenderweise GWM 20. Diese Messstelle liegt im nordöstlichen Abstrom und ist weitgehend unbelastet von Schadstoffen. Eine Adaptation der Mikroorganismen an Schadstoffe ist hier also eher nicht zu erwarten. Auch eisen(III)reduzierende Bakterien sind so gut wie in jeder Messstelle vorhanden. Ein Zusammenhang mit der Schadstoffbelastung, oder den gemessenen Eisen(II)konzentrationen kann hierbei allerdings nicht festgestellt werden. Laut der mikrobiologischen Untersuchungen sind zum Beispiel im Grundwasser von GWM 11 auffällig viele eisen(III)reduzierende Bakterien vorhanden, die gemessenen Eisen(II)konzentrationen sind allerdings im Juli 2010 gering und bei den Probenahmen im November 2011 und Mai 2012 unterhalb der Bestimmungsgrenze (Abbildung 12).

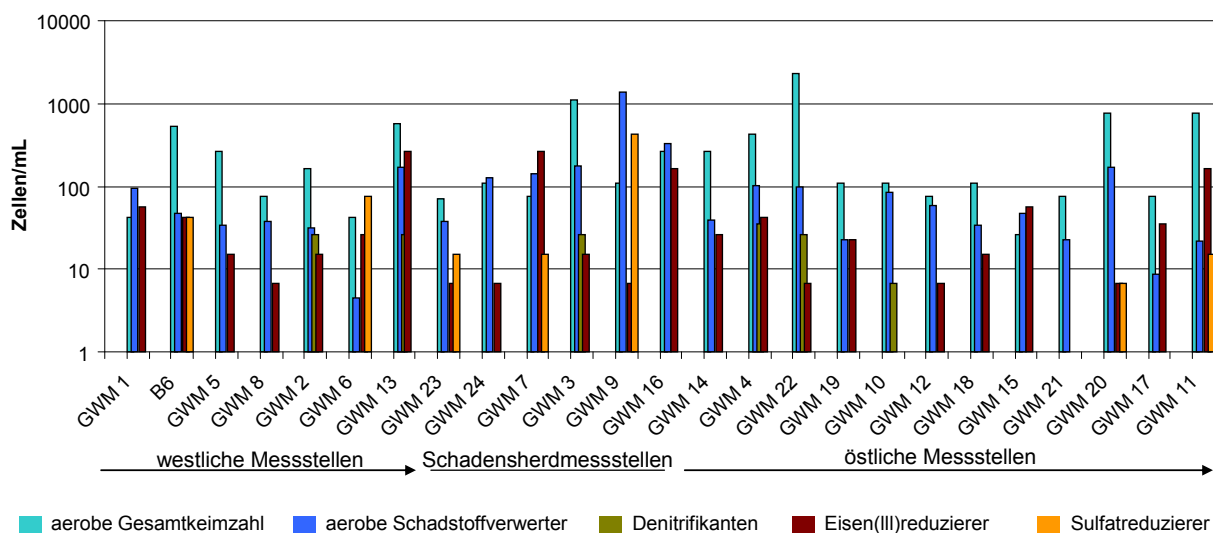


Abbildung 15: Im Grundwasser nachgewiesene Bakteriengruppen (November 2011). Aerobe Schadstoffverwerter und eisen(III)reduzierende Bakteriengruppen werden in nahezu jeder Messstelle nachgewiesen, der Nachweis von denitrifizierenden und sulfatreduzierenden Bakterien ist auf wenige Messstellen beschränkt

Bei der Probenahme im Mai 2012 ist auffällig, dass in den drei neu gebauten Messstellen (GWM 25, GWM 26 und GWM 27) die Zellzahlen um eine Log-Stufe höher liegen als in den „alten“ Messstellen (Abbildung 16). Auch im Mai 2012 sind aerobe Schadstoffverwerter und

Eisen(III)reduzierer in fast allen Messstellen nachweisbar. Der Nachweis von sulfat-reduzierenden und denitrifizierenden Bakterien ist auch bei dieser Probenahmekampagne auf wenige Messstellen beschränkt.

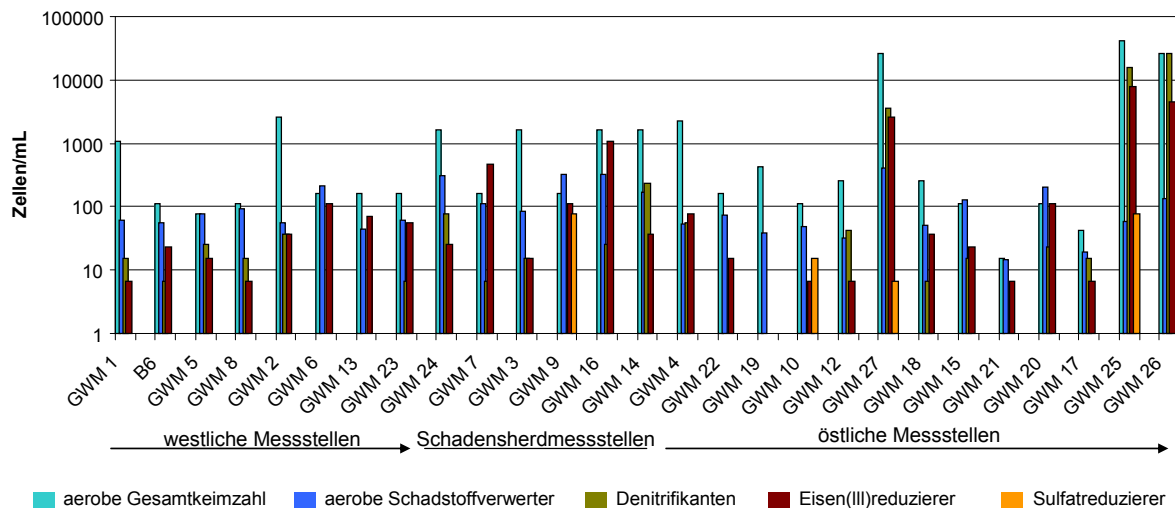


Abbildung 16: Im Grundwasser nachgewiesene Bakteriengruppen (Mai 2012). Auffällig sind die hohen Keimzahlen in den neu gebauten Messstellen GWM 27, GWM 25 und GWM 26

Die mikrobiologische Bestandsaufnahme mittels Most Probable Number (MPN)-Tests belegt an allen untersuchten Standorten die Existenz von aeroben Bakteriengruppen, welche die Schadstoffe als Kohlenstoffquelle verwerten können. Der Nachweis dieser aeroben Schadstoffverwerter im Grundwasser verdeutlicht, dass aerobe Schadstoffabbauprozesse bei Verfügbarkeit von Sauerstoff sofort wirksam werden können. Dies ist zum einen im Hinblick auf die periodischen Sauerstoffeinträge durch die nahen Oberflächengewässer wichtig. Zum anderen wären auch für ENA-Maßnahmen, verbunden mit dem gezielten Einbringen von Sauerstoff, die Voraussetzungen günstig.

Am Standort wurden außerdem anaerobe Verwertergruppen wie denitrifizierende, eisen(III)-reduzierende und sulfatreduzierende Bakterien nachgewiesen. Die anaeroben Bakteriengruppen sind verantwortlich für die substanzielle mikrobielle Frachtreduktion in den anaeroben Fahnenbereichen. Der Nachweis der unterschiedlichen aeroben und anaeroben Bakteriengruppen und Schadstoffverwerter belegt das effektive Abbaupotential der autochthonen Organismen am Standort.

4.3 Schadstoffbelastung und Ermittlung von Leitsubstanzen unter Einbeziehung der Vergleichsstandorte

An teerölbelasteten Standorten werden bisher routinemäßig vor allem die 16 EPA-PAK und acht unter dem Begriff BTEX zusammengefasste monoaromatische Kohlenwasserstoffe untersucht. Aus der Altlastenbearbeitung und aus Forschungsprojekten ist jedoch bekannt, dass diese Substanzen von vielen weiteren organischen Schadstoffen begleitet werden. Vor allem die NSO-HET wurden hierbei vermehrt untersucht [WERNER et al (2008), KERN et al (2007)]. Im Rahmen der vorliegenden Studie wurde das Schadstoffspektrum massiv erweitert. Neben den Routineparametern EPA-PAK und BTEX wurden 1- und 2-Methylnaphthalin sowie 1,4-Dimethylnaphthalin, Indan und Inden, 38 NSO-HET und 24 kurzkettige Alkylphenole untersucht. Ziel dieses erweiterten Schadstoffspektrums war, Gemeinsamkeiten und Unterschiede verschiedener teerölbelasteter Standorte herauszuarbeiten und typische Leitsubstanzen für Schadensherd- bzw. Abstrombelastungen zu beschreiben.

Die Analytik der einzelnen Schadstoffgruppen zeigt eine heterogene Konzentrationsverteilung im Untersuchungsgebiet auf. Insbesondere die hohen Konzentrationen in GWM 9 und GWM 16 weisen auf Schadensherde auch außerhalb des ehemaligen Gaswerkbereichs hin. Die Konzentrationen aller Schadstoffe zeigen Belastungsschwerpunkte nahe den verschiedenen Eintragsstellen und gehen zu den Fahnenrändern hin stark zurück. Die Beprobung der drei Vergleichsstandorte ergab ähnliche Schadstoffspektren unabhängig von der Nutzungsvorgeschichte.

4.3.1 DOC und CSB

Im Zuge der Feldarbeiten wurden neben den Schadstoffgruppen der PAK, MAK, NSO-HET und SCAP auch die Summenparameter DOC und CSB analysiert. Diese können erste Hinweise zur Schadstoffverteilung liefern. Der Summenparameter DOC umfasst den gelösten Anteil des organischen Kohlenstoffs in der Grundwasserprobe. Bei den Messwerten des DOC muss beachtet werden, dass die flüchtigen Substanzen (z.B. Benzol, Toluol und verschiedene einkernige Heterozyklen) wahrscheinlich nur zum Teil mit erfasst werden. Auffällig sind die besonders hohen DOC-Konzentrationen im Bereich der direkt am Altrheinarm „Bornpfuhl“ gelegenen Messstellen B6 und GWM 1 (Abbildung 17). Hier spielt sicher das natürliche, organische Material (z.B. Huminstoffe) aus dem Bornpfuhl eine tragende Rolle. Die Schwankungen der DOC-Gehalte z.B. in GWM 1 erscheinen aufgrund der direkten Nähe zum Altrheinarm und dessen unterschiedlicher Belastung mit organischem Material als plausibel. Auch im Grundwasser von GWM 20, also in Rheinnähe, lassen sich Schwankungen des DOC im Rahmen der einzelnen Probenahmekampagnen beobachten.

Evtl. wird bei Hochwasserereignissen vermehrt organisches Material vom Oberflächen-gewässer mitgeführt und in den Grundwasserleiter eingetragen.

Der CSB umfasst die Summe aller oxidierbaren Stoffe in der Grundwasserprobe und gibt die Menge des für die Oxidation benötigten Sauerstoffs an. Bei der Betrachtung dieses Summenparameters fällt auf, dass die CSB-Werte sehr gut mit den Belastungsschwerpunkten der Schadstoffkonzentrationen korrelieren (Abbildung 18). Der Chemische Sauerstoffbedarf erfasst allerdings auch die oxidierbaren Produkte aus Eisen- und Sulfatreduktion und ist daher in den Messstellen mit aktivem Bioabbau besonders hoch (z. B. GWM 9 und GWM 7 in Abbildung 18). Die Schwankungen der CSB-Werte im rheinnahen Uferbereich, insbesondere in GWM 15, GWM 18, GWM 20 oder GWM 17 deuten auf die instationären Bedingungen am Standort hin.

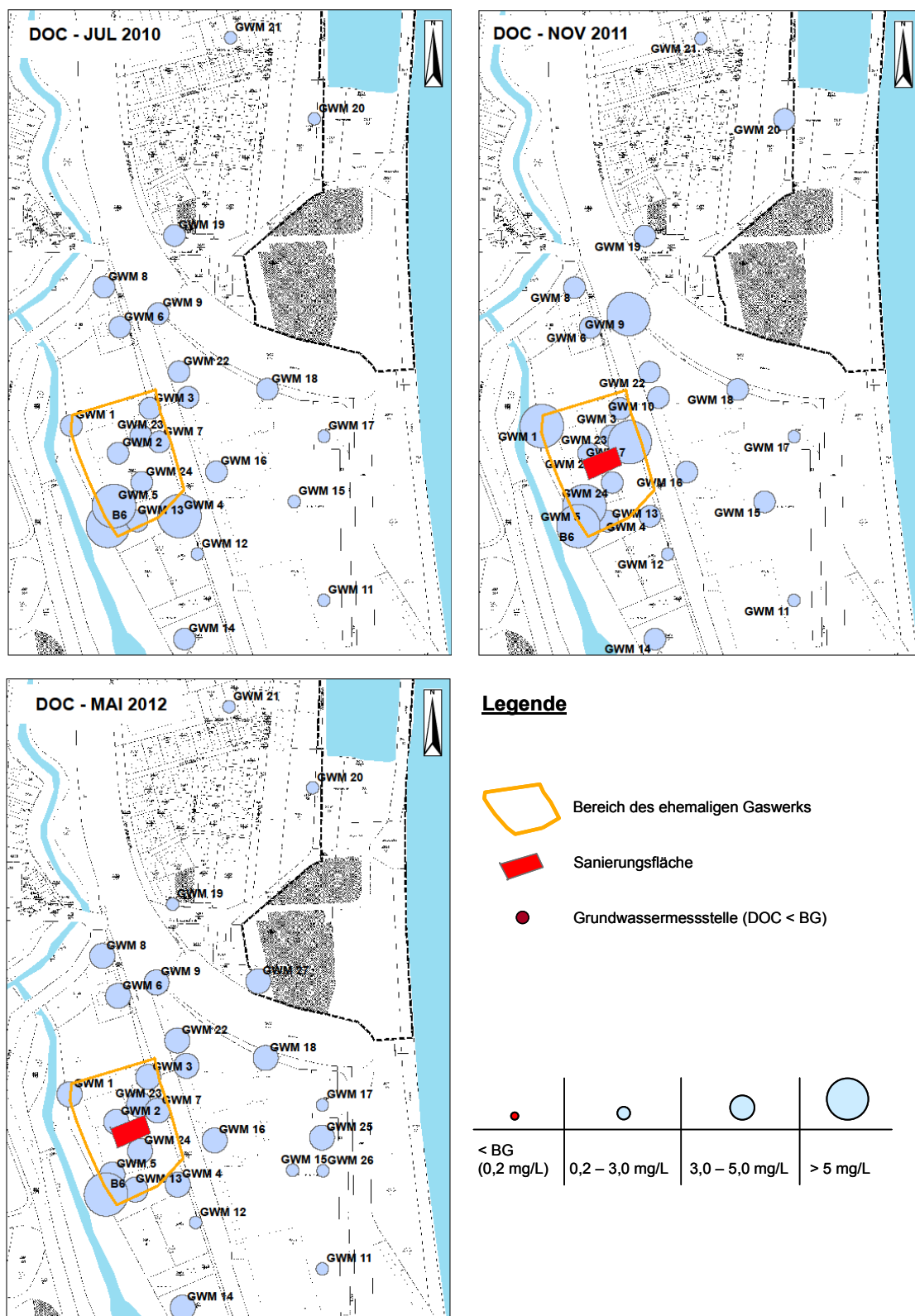


Abbildung 17: DOC zum Zeitpunkt im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Hohe DOC-Werte am Rand des Altrheinarms Bornpfuhl (GWM 1 und B6), schwankende DOC-Konzentrationen rheinnah in GWM 20

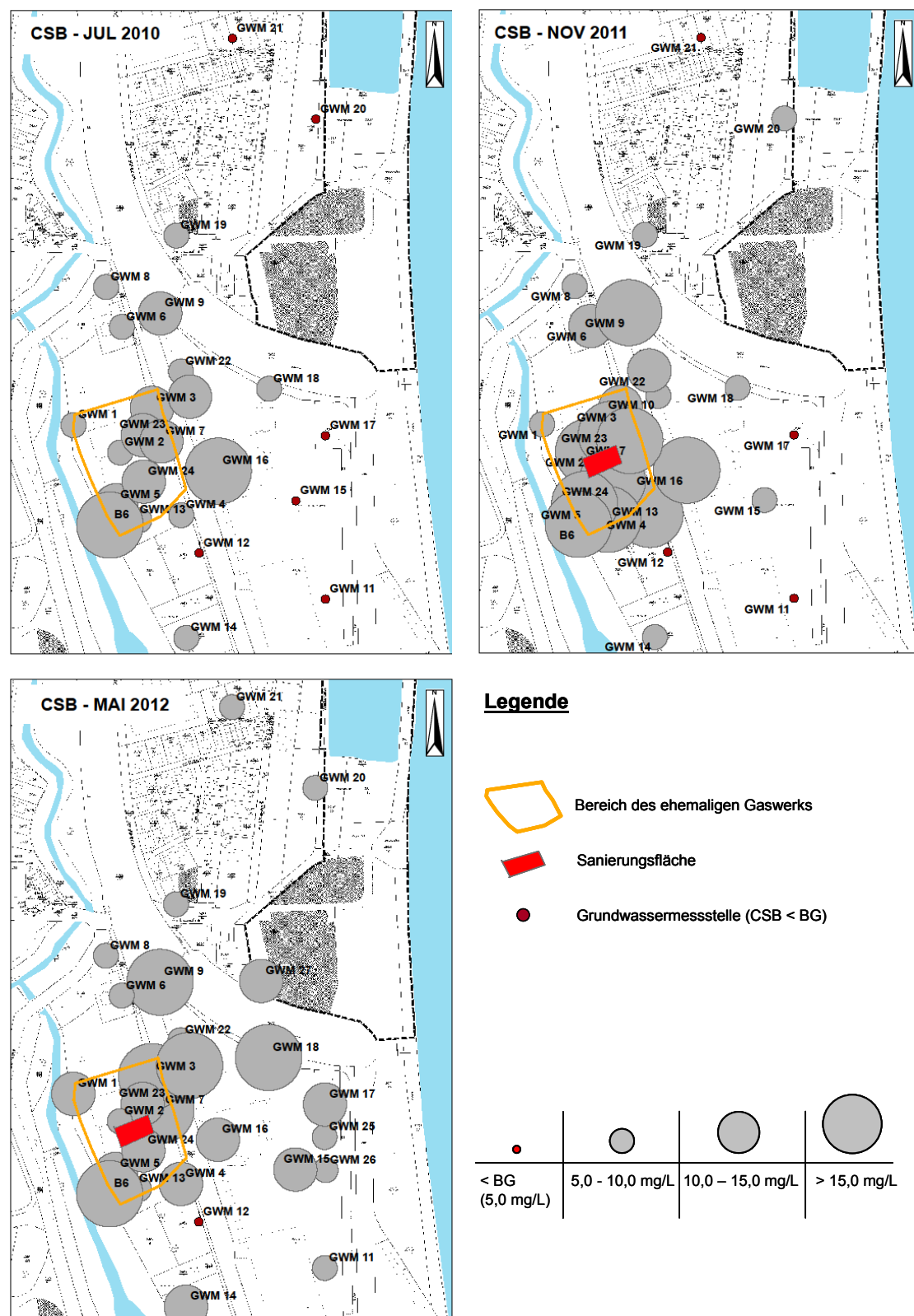


Abbildung 18: CSB im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Hohe CSB-Werte im Grundwasser der Belastungsschwerpunkte im Bereich des ehemaligen Gaswerks, der Auffüllung (GWM 9) und des ehemaligen Imprägnierwerks (GWM 16)

4.3.2 Nachweis und Relevanz von monoaromatischen Kohlenwasserstoffen

In Abbildung 19 sind die Konzentrationen und die Schadstoffmuster der monoaromatischen Kohlenwasserstoffe dargestellt. Es zeigt sich, dass bei der standardmäßigen Analytik der BTEX (Benzol, Toluol, Ethylbenzol, m-, p-, o-Xylol, Styrol und Cumol) relevante monoaromatische Substanzen nicht berücksichtigt werden. Zwar ist Benzol bei allen drei Probenahmeaktionen für die Hauptbelastung mit MAK im Grundwasser von GWM 7 (Gaswerksbereich) und teilweise auch in Messstellen des Grundwasserabstroms (GWM 10, GWM 18) verantwortlich. Allerdings sind auch Inden und Indan, die nicht routinemäßig an Gaswerksstandorten untersucht werden, in teilweise sehr hohen Konzentrationen vertreten. So macht beispielsweise Inden im Grundwasser der Messstelle 24, sowohl im Juli 2010 als auch im Mai 2012, die Hälfte der gesamten MAK-Konzentration aus. Insbesondere Indan ist auch im Grundwasser der auffälligen Messstellen GWM 9 und GWM 16 aber auch in den weiter im Abstrom gelegenen Messstellen GWM 15 und GWM 25 in hohen Konzentrationen nachweisbar und ist hier häufig für mehr als 75% der MAK-Konzentrationen verantwortlich. Die im Grundwasser nachgewiesenen Konzentrationen schwanken von Probenahme zu Probenahme in fast allen Messstellen mehr oder weniger stark. Besonders auffällig sind diese Konzentrationsschwankungen im Grundwasser der Messstelle GWM 15. Im Juli 2010 ist das Grundwasser ausschließlich mit Indan belastet und zwar mit einer Konzentration von 4 µg/L. Im November 2011 beträgt die gesamte MAK-Belastung 113 µg/L, der Indananteil dieser Belastung beträgt nahezu 75%. Im Mai 2012 ist die Gesamtkonzentration wieder stark zurückgegangen und nur Cumol wird noch mit einer Konzentration von 0,6 µg/L nachgewiesen. Die Konzentrationsschwankungen sind also mit einer starken Änderung des Schadstoffprofils verbunden. Der Zusammenhang der Konzentrationsschwankungen mit dem Rheinpegel wird in Kapitel 4.4 beschrieben. Auch im Grundwasser des direkten Gaswerksbereichs sind starke Konzentrationsschwankungen und Änderungen des Schadstoffprofils zu beobachten (GWM 24). Im November 2011 ist das Grundwasser dieser Messstelle ausschließlich mit Benzol belastet. Im Juli 2010 und Mai 2012 wird die Hauptbelastung durch Inden verursacht und Benzol spielt nur eine untergeordnete Rolle.

Während rheinnah der Pegel des Oberflächengewässers ein Grund für die starken Veränderungen ist, können die Schwankungen im Grundwasser von GWM 24 sowohl durch die Nähe des Altrheinarmes als auch durch die Sanierungsmaßnahmen (Oktober 2010 bis März 2011) im direkten Umfeld der Messstelle bedingt sein.

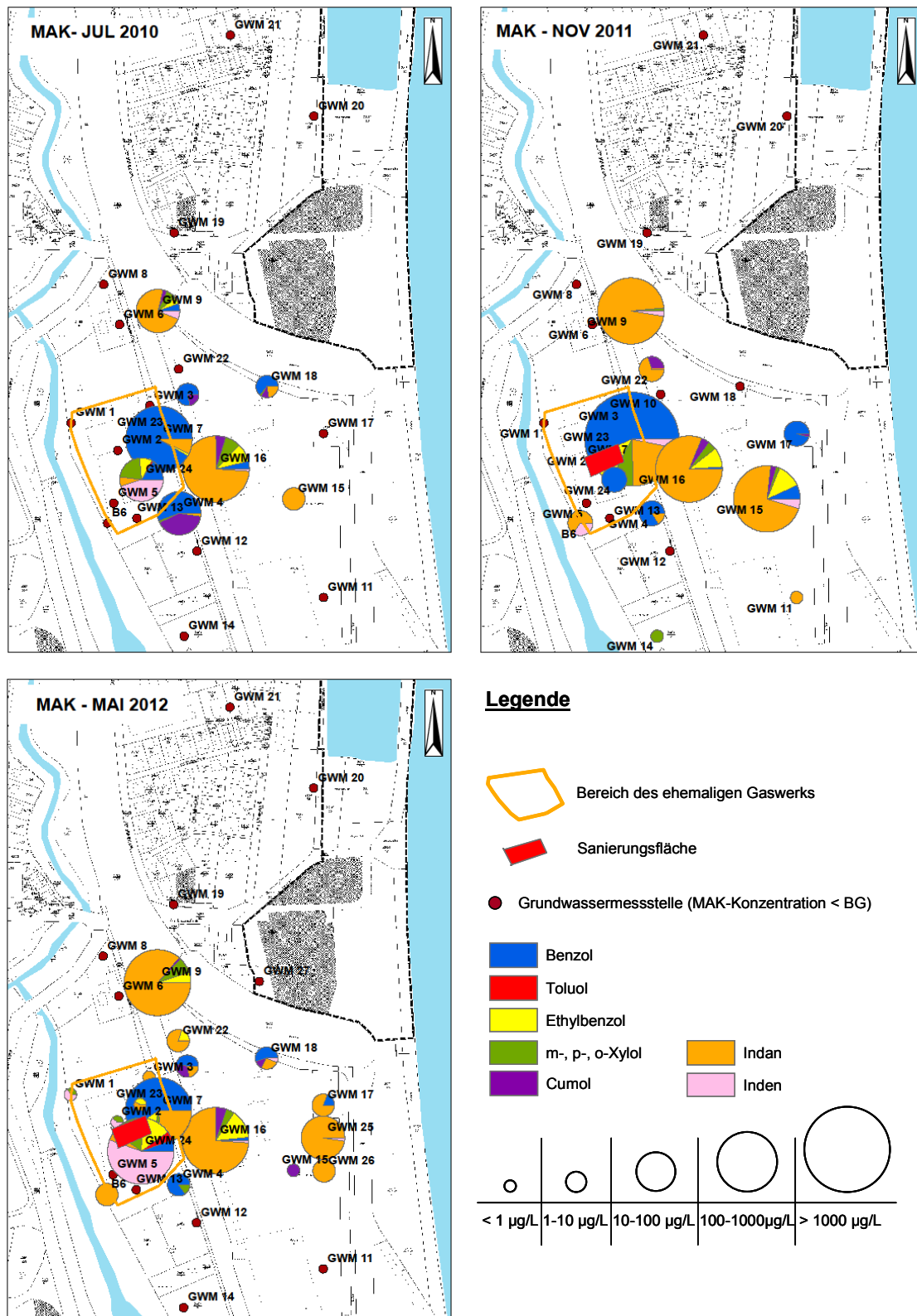


Abbildung 19: MAK-Konzentrationen und -profile im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Auffällige Konzentrationsschwankungen und Änderungen der Schadstoffprofile im Bereich des ehemaligen Gaswerks (GWM 24) und rheinnah (GWM 15). Indan in hohen Konzentrationen schadensherdnah und im Abstrom

An den drei Vergleichsstandorten wurden jeweils zwei Messungen durchgeführt. Um detaillierte Aussagen zu Fließverhalten und Abbau der Schadstoffe treffen zu können, reicht diese Datenlage nicht aus. Die Beprobungen ergaben allerdings ähnliche Schadstoffspektren wie im Grundwasser des detailliert untersuchten Standorts Gaswerk Germersheim. Die folgende Tabelle 7 gibt Aufschluss über die nachgewiesenen MAK an den Vergleichsstandorten. Für jeden Standort sind stark und weniger stark belastete Messstellen aufgeführt. Zum Vergleich wurden jeweils die drei am höchsten konzentrierten MAK ausgewählt und in Konzentrationsbereiche von < BG bis > 1000 µg/L eingeteilt. Die Ergebnisse von jeweils einem Probenahmetermin werden miteinander verglichen. Wie in Tabelle 7 dargestellt, ist im Fall der monoaromatischen Substanzen an allen Standorten das nicht routinemäßig untersuchte Indan die am höchsten konzentrierte monoaromatische Substanz, gefolgt von Benzol. In den stark belasteten Messstellen dominieren neben Indan, Ethylbenzol und Xylole, sowie Inden und Benzol an den verschiedenen Standorten. Im Abstrom sind Benzol und Indan die dominierenden MAK der schwächer belasteten Messstellen, am Standort Germersheim wird zusätzlich Cumol nachgewiesen.

Tabelle 7: Vergleich der dominierenden MAK im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Germersheim und den Vergleichsstandorten: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++

Gaswerk Germersheim Mai 2012			Vergleichsstandort I Februar 2013			Vergleichsstandort II Februar 2013			Vergleichsstandort III Juli/August 2013		
GWM 16 (stark belastet)	GWM 18 (schwach belastet)	GWM 15 (schwach belastet)	GWP 5 (stark belastet)	GWP T1 (schwach belastet)	GWP 11 (schwach belastet)	BK 23 (stark belastet)	BK 72 (schwach belastet)	BK 75 (schwach belastet)	GF 37 T (stark belastet)	GW 10 (stark belastet)	GW 42 T (schwach belastet)
Indan ++++ +	Benzol +++	Indan ++	Indan +++	< BG	Benzol ++	Indan ++++ +	Indan ++	Indan ++	Indan ++++ ++	Indan ++++ +	< BG
Ethylbenzol ++++	Indan ++	Cumol +	Inden +++	< BG	Indan ++	Ethylbenzol ++++	< BG	< BG	Inden ++++ ++	Ethylbenzol ++++	< BG
m-+p-Xylol +++	Cumol ++	< BG	Benzol +++	< BG	< BG	o-Xylol ++++	< BG	< BG	m-+p-Xylol ++++ +	m-+p-Xylol ++++	< BG

Zusätzlich zu den routinemäßig untersuchten BTEX-Aromaten erweisen sich demnach Indan und Inden an allen Standorten als relevant. Während Inden auf stark kontaminierte Bereiche beschränkt ist (Abbildung 19, Tabelle 7), wird Indan an allen untersuchten Standorten in stark und schwächer belasteten Bereichen nachgewiesen und ist die Substanz unter den

untersuchten MAK, die am häufigsten und in den größten Konzentrationen nachgewiesen wird. In einigen Messstellen ist Indan die einzige monoaromatische Substanz. Die Messung von Indan liefert demnach wichtige Hinweise über die Ausbreitung monoaromatischer Verbindungen. Auch in der Literatur werden Inden und Indan als relevante Parameter beschrieben [MUNDT et al (2005), KERN et al (2007)], wobei MUNDT et al (2005) Inden auch im weiteren Abstrom noch in hohen Konzentrationen im Grundwasser nachweisen, Indan am beschriebenen Standort jedoch keine Rolle spielt.

4.3.3 Nachweis und Relevanz von polyaromatischen Kohlenwasserstoffen

In Abbildung 20 sind die Konzentrationen und Schadstoffmuster der PAK dargestellt. Konzentration und Schadstoffverteilung im Grundwasser der Messstellen GWM 24, GWM 9 und GWM 16 weisen aufgrund der Naphthalingehalte auf mindestens drei verschiedene Eintragsorte hin, wovon zwei (GWM 9 und GWM 16) außerhalb des Gaswerkgeländes liegen. Es ist außerdem deutlich zu sehen, dass Acenaphthen in den meisten Messstellen dominiert. An Standorten mit stationären Fließbedingungen wurde die relative Anreicherung von Acenaphthen im Verlauf der Schadstofffahne im Verhältnis zu anderen, besser löslichen Stoffen wie z. B. Naphthalin bereits häufig beobachtet und als ein Indikator für mikrobiellen Abbau angesehen [SCHULZE et al (2004)]. Die Tatsache, dass Naphthalin hauptsächlich im Bereich des ehemaligen Gaswerks, sowie in GWM 9 und GWM 16 in relevanten Konzentrationen nachgewiesen wird, spricht dafür, dass es sich hierbei um schadensherdnahe Stellen handelt und mikrobiologische Aktivität eine weitere Ausbreitung verhindert.

Auch in dieser Schadstoffgruppe schwanken die Konzentrationen bei den verschiedenen Probenahmeterminen, besonders stark im Grundwasser der Messstelle GWM 15. Mit Ausnahme des hohen Naphthalinanteils ähnelt das Schadstoffprofil von GWM 15 im November 2011 auffällig den Schadstoffprofilen von GWM 16 bei allen drei Probenahmeterminen. Offensichtlich befindet sich GWM 15 während der Novemberprobenahme im direkten Abstrom von GWM 16, und Naphthalin wurde auf der Fließstrecke abgebaut. Auch der Nachweis von 1-Methylnaphthalin im Schadstoffprofil im November 2011 ist auffällig. Bei 1-Methylnaphthalin handelt es sich um eine weniger gut abbaubare Substanz, die ähnlich wie Acenaphthen auch im Abstrom noch häufig detektiert wird [TIEHM et al (2011b)]. Die Schadstoffbelastung im Schadensherd des Gaswerkbereichs ist zu den verschiedenen Probenahmen unterschiedlich. Im Grundwasser von GWM 24 variiert das analysierte Schadstoffprofil im November 2011 drastisch von den im Juli 2010 und Mai 2012 aufgenommenen Profilen. Sowohl im Juli 2010 als auch im Mai 2012 dominiert Naphthalin im Grundwasser dieser Messstelle. Im November 2011 jedoch, ist die Gesamt-PAK-Belastung geringer und Acenaphthen die dominierende polyaromatische Substanz. Ein solches Schadstoffprofil wäre

eher im Abstrom zu erwarten. Verantwortlich hierfür sind vermutlich die direkte Nähe zur Sanierungsbaustelle, sowie Fließrichtungswechsel aufgrund variierender Wasserstände im nahen Altrheinarm. Die im Juli 2010 und November 2011 unbelastete, am westlichen Rand des Gaswerkbereichs gelegene Messstelle GWM 1 weist im Mai 2012 deutliche Schadstoffbelastungen durch PAK auf. Das Schadstoffprofil, das durch Naphthalin dominiert wird, ist ein Hinweis auf die Schadensherdnähe. Die Konzentrationsschwankungen unterstreichen einmal mehr die instationären Fließbedingungen am Standort. Im Mai 2012 wurden auch die neu errichteten Messstellen GWM 25, GWM 26 und GWM 27 beprobt. Auffällige Acenaphthengehalte wurden insbesondere in der abstromig gelegenen, neuen Messstelle GWM 27 analysiert. Das Schadstoffprofil und die PAK-Konzentrationen im Grundwasser dieser neuen Messstelle sind vergleichbar mit denen der benachbarten Messstelle GWM 18. Die beiden weiteren neuen Messstellen GWM 25 und GWM 26 weisen geringere Belastungen auf und sind in Konzentration und Schadstoffprofil mit der Belastung in GWM 17 vergleichbar. Beide Messstellen liegen ähnlich wie GWM 17 im Einflussbereich des Rheins, während GWM 27 näher am Schadensherd um GWM 9 lokalisiert ist.

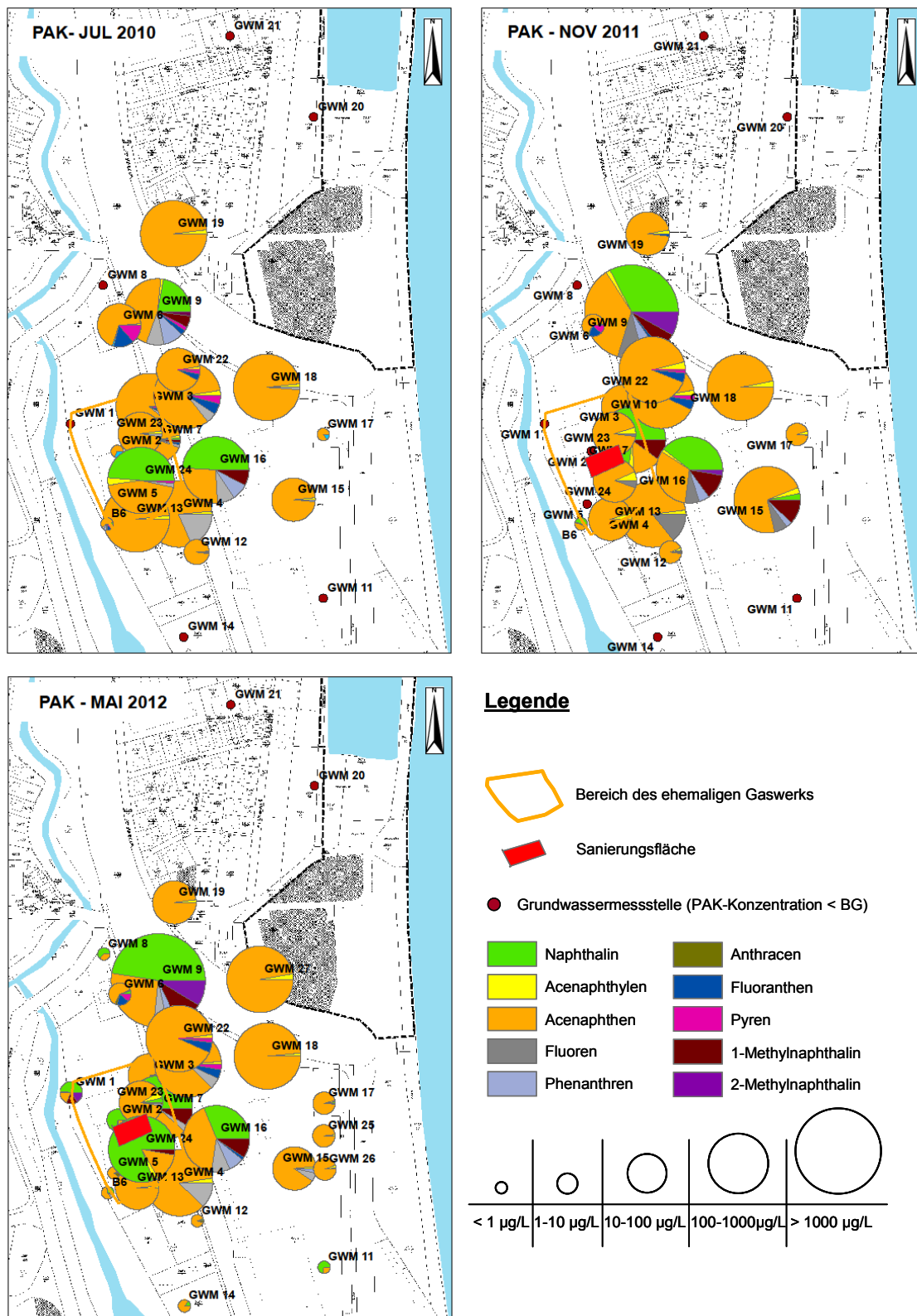


Abbildung 20: PAK-Konzentrationen und –profile im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012. Nachweis von Naphthalin in den Schadensherden des ehemaligen Gaswerks (GWM 24), der Auffüllung (GWM 9) und der ehemaligen Imprägnieranstalt (GWM 16)

An den drei Vergleichsstandorten wurden jeweils zwei Messungen durchgeführt. Um detaillierte Aussagen zu Fließverhalten und Abbau der Schadstoffe treffen zu können, reicht diese Datengrundlage nicht aus. Die Beprobungen ergaben allerdings ähnliche Schadstoffspektren wie im Grundwasser des detailliert untersuchten Standorts Gaswerk Gomersheim. Die folgende Tabelle 8 gibt Aufschluss über die nachgewiesenen PAK an den Vergleichsstandorten. Es wurden jeweils die drei am höchsten konzentrierten PAK an stärker und schwächer kontaminierten Messstellen an jedem Standort ausgewählt und verglichen.

Tabelle 8: Vergleich der dominierenden PAK im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Gomersheim und den Vergleichsstandorten: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++

Gaswerk Gomersheim Mai 2012			Vergleichsstandort I Februar 2013			Vergleichsstandort II Februar 2013			Vergleichsstandort III Juli/August 2013		
GWM 16 (stark belastet)	GWM 18 (schwach belastet)	GWM 15 (schwach belastet)	GWP 5 (stark belastet)	GWP T1 (schwach belastet)	GWP 11 (schwach belastet)	BK 23 (stark belastet)	BK 72 (schwach belastet)	BK 75 (schwach belastet)	GF 37 T (stark belastet)	GW 10 (stark belastet)	GW 42 T (schwach belastet)
Acenaphthen ++++ +	Acenaphthen ++++ +	Acenaphthen ++++	Acenaphthen ++++	Acenaphthen ++	Acenaphthen +	Naphthalin ++++ +	Acenaphthen ++++	Acenaphthen ++++	Phenanthren ++++ ++	Naphthalin ++++ ++	Acenaphthen ++++
Naphthalin ++++	Acenaphthylen +++	Fluoren +++	Fluoren ++++	Pyren +	< BG	2-Methyl- naphthalin ++++ +	Naphthalin +++	Acenaphthylen +++	Naphthalin ++++ ++	Acenaphthen ++++ +	Fluoren +++
1-Methyl- naphthalin ++++	Fluoranthren +++	Phenanthren +++	Acenaphthylen +++	Anthracen +	< BG	1-Methyl- naphthalin ++++ +	Fluoranthren ++	Naphthalin +++	Acenaphthen ++++ ++	1-Methyl- naphthalin ++++ +	Acenaphthylen ++

Im Fall der untersuchten PAK sind Naphthalin und Acenaphthen die beiden am höchsten konzentrierten Substanzen im stark belasteten Grundwasser des Gaswerks Gomersheim, gefolgt von 1-Methylnaphthalin. Dieses Schadstoffmuster wird auch in einer der hoch belasteten Messstellen von Vergleichsstandort III nachgewiesen. Weitere PAK in höher kontaminierten Bereichen sind Fluoren, Acenaphthylen und 2-Methylnaphthalin. Im

Grundwasser der schwächer belasteten Messstellen aller Standorte ist Acenaphthen die am höchsten konzentrierte Substanz. In geringeren Konzentrationen werden auch Acenaphthylen, Fluoren, Phenanthren, Fluoranthren, Pyren und Anthracen im Grundwasser dieser Messstellen nachgewiesen.

Bei allen im Rahmen dieser Studie untersuchten Standorten ist eine Veränderung des PAK-Schadstoffprofils von höher kontaminierten Bereichen in Richtung der Fahnenränder zu beobachten. Im Grundwasser der hochkontaminierten Messstellen ist Naphthalin für einen Großteil der Belastung verantwortlich, an den Fahnenrändern dominiert Acenaphthen. Zusätzlich zu den routinemäßig untersuchten EPA-PAK wurden 1- und 2-Methylnaphthalin betrachtet. 2-Methylnaphthalin ist ähnlich wie Naphthalin auch anaerob sehr gut mikrobiologisch abbaubar und somit ein Indikator für Schadensherdnähe [SCHULZE et al (2004)], 1-Methylnaphthalin ist schwerer abbaubar und am Fahnenrand noch nachweisbar. Dieser Effekt lässt sich an allen untersuchten Standorten beobachten. MUNDT et al (2005) und TIEHM et al (2011b) beobachteten ebenfalls eine geringere Ausbreitung von 2-Methylnaphthalin in der Abstromfahne im Vergleich mit 1-Methylnaphthalin. Die zusätzliche Analytik der methylierten Naphthaline kann demnach Hinweise auf Abbauvorgänge im Grundwasserkörper liefern. Die Ausdehnung der PAK-Fahne im Grundwasser wird jedoch durch den Nachweis von Acenaphthen dokumentiert, denn der dominierende PAK am Fahnenrand ist Acenaphthen. Auch andere Studien belegen die Persistenz von Acenaphthen, welches häufig als einzige Substanz der 16 EPA-PAK noch am Fahnenrand nachgewiesen wird [TIEHM et al (2011b), ZAMFIRESCU et al (2001)].

4.3.4 Nachweis und Relevanz von NSO-Heterozyklen

Die folgenden Abbildungen (Abbildung 21, Abbildung 22 und Abbildung 23) zeigen die Verteilung von NSO-Heterozyklen am Standort. Die NSO-HET unterscheiden sich von den PAK durch ein Heteroatom im Ringsystem. Hierbei ist mindestens ein Kohlenstoffatom durch ein Stickstoff-, Schwefel- oder Sauerstoffatom ersetzt. Die Konzentrationen und Schadstoffprofile sind nach den jeweiligen Heteroatomen getrennt dargestellt.

N-HET

In Abbildung 21 sind die Konzentrationen und Schadstoffmuster der stickstoffhaltigen Heterozyklen gezeigt. Auffällig ist, dass der eigentliche Bereich des ehemaligen Gaswerks relativ gering belastet ist. Ausnahme ist hier das Grundwasser in Messstelle GWM 7 zum Probenahmezeitpunkt im November 2011. Die höchste N-HET Konzentration wird im November 2011 im Grundwasser der Messstelle GWM 9 gemessen und beträgt zu diesem Zeitpunkt 63,4 µg/L. Die dominierende stickstoffhaltige, heterozyklische Substanz ist Carbazol. Dies gilt sowohl für die Messstellen der Schadensherdbereiche, als auch für den belasteten Grundwasserabstrom. Auch 2,4- und 2,6-Dimethylchinolin werden am Standort am Schadensherd analysiert, im Abstrom sind neben Carbazol 2,4-Dimethylchinolin und Acridin nachweisbar. Im Schadensherd im Bereich der Grundwassermessstelle GWM 9 wird bei allen drei Probenahmekampagnen 2-Methylchinolin als einziges einfach methyliertes Chinolinisomer nachgewiesen. Wie bereits für die Substanzklassen der MAK und PAK beschrieben, sind auffällige Konzentrationsschwankungen im Grundwasser von GWM 15 zu beobachten. Diese sind mit einer leichten Veränderung des Schadstoffprofils verbunden, im November 2011 erfolgt auch hier der Nachweis von 2-Methylchinolin. Auffällig ist auch der Nachweis von 3 µg/L Carbazol im Grundwasser der rheinnah im nordöstlichen Abstrom gelegenen Messstelle GWM 20 im November 2011. Diese Messstelle zeigte bei den anderen beiden Messkampagnen keine Auffälligkeiten. Außerdem wurden im Grundwasser von GWM 20 bei keiner der Probenahmekampagnen MAK oder PAK nachgewiesen. Dieser Befund unterstreicht die Relevanz der NSO-HET, die aufgrund ihrer höheren Polarität mobiler sind und daher unter Umständen weiter in der Grundwasserfahne transportiert werden als die routinemäßig untersuchten PAK [TIEHM et al (2011b), MÜLLER et al (2013)].

Insgesamt wurden 16 stickstoffhaltige heterozyklische Kohlenwasserstoffe untersucht. Viele der Substanzen waren im Feld nicht nachweisbar, bzw. unterhalb der Bestimmungsgrenze. Dazu gehörten vor allem die einfach methylierten Chinoline und Isochinoline.

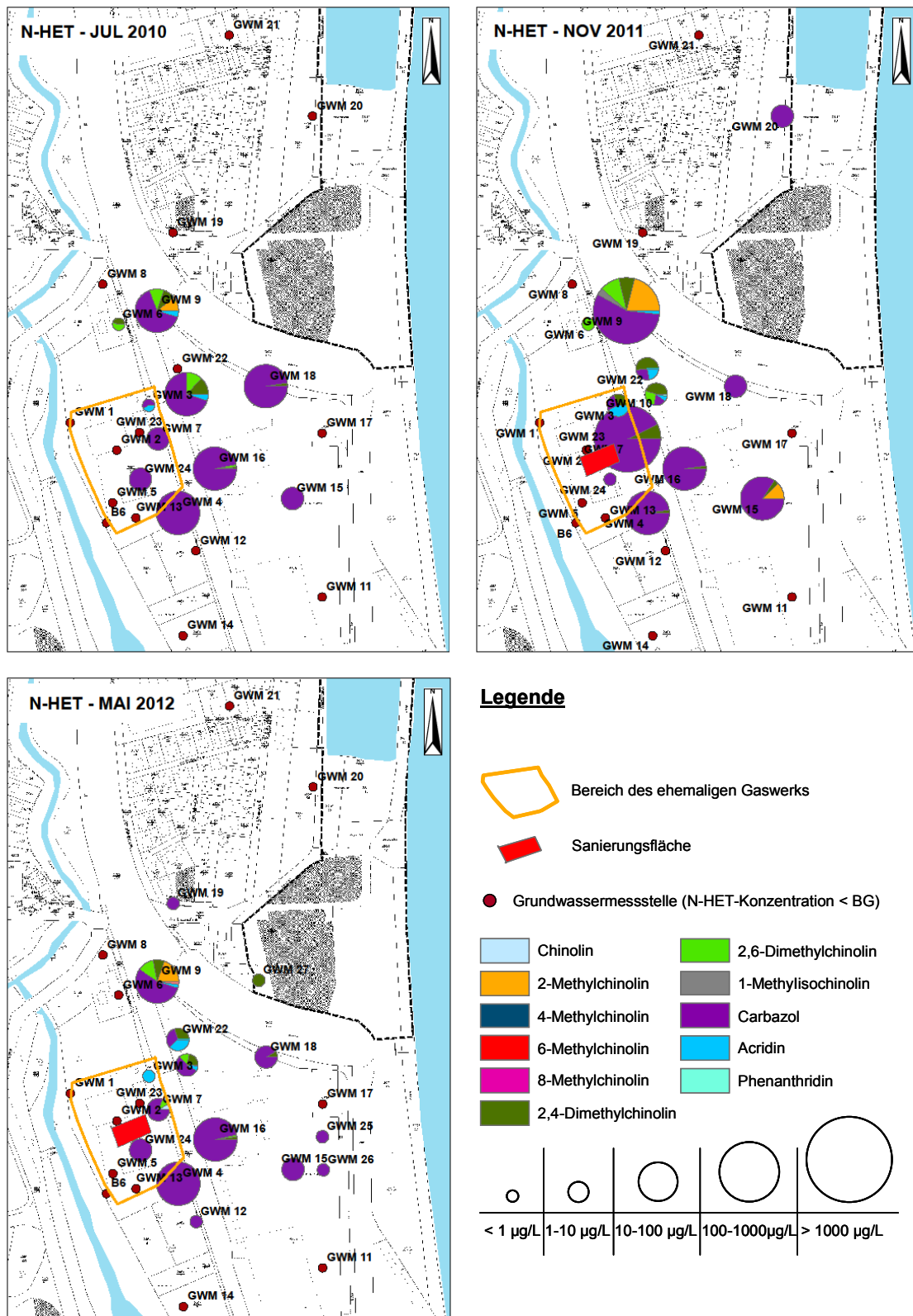


Abbildung 21: Schadstoffkonzentrationen und –profile im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012 am Beispiel der stickstoffhaltigen Heterozyklen (N-HET). Carbazol ist dominierend sowohl schadensherdnah als auch im Abstrom, auffälliger Nachweis von Carbazol in GWM 20 im November 2011

An den drei Vergleichsstandorten wurden jeweils zwei Messungen durchgeführt. Um detaillierte Aussagen zu Fließverhalten und Abbau der Schadstoffe treffen zu können, reicht diese Datengrundlage nicht aus. Der Vergleich zeigt allerdings ähnliche Schadstoffspektren wie im Grundwasser des detailliert untersuchten Standorts Gaswerk Gomersheim. Tabelle 8 gibt Aufschluss über die nachgewiesenen N-HET an den vier Standorten. Es wurden jeweils die drei am höchsten konzentrierten N-HET an stärker und schwächer kontaminierten Messstellen an jedem Standort ausgewählt und verglichen.

Tabelle 9: Vergleich der dominierenden N-HET im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Gomersheim und den Vergleichsstandorten: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++

Gaswerk Gomersheim Mai 2012			Vergleichsstandort I Februar 2013			Vergleichsstandort II Februar 2013			Vergleichsstandort III Juli/August 2013		
GWM 16 (stark belastet)	GWM 18 (schwach belastet)	GWM 15 (schwach belastet)	GWP 5 (stark belastet)	GWP T1 (schwach belastet)	GWP 11 (schwach belastet)	BK 23 (stark belastet)	BK 72 (schwach belastet)	BK 75 (schwach belastet)	GF 37 T (stark belastet)	GW 10 (stark belastet)	GW 42 T (schwach belastet)
Carbazol	Carbazol	Carbazol	Carbazol	< BG	< BG	Carbazol	Carbazol	Carbazol	Carbazol	Carbazol	Carbazol
++++	+++	+++	++++			++++	++	++	++++ ++	++++	+++
2,4-Dimethyl- chinolin	2,4-Dimethyl- chinolin	< BG	Isochinolin	< BG	< BG	2,6-Dimethyl- chinolin	2,4-Dimethyl- chinolin	< BG	Acridin	2,6-Dimethyl- chinolin	6- / 7-Methyl- chinolin
++	++		+++			+++	++		++++ ++	+++	++
2,6-Dimethyl- chinolin	< BG	< BG	2,4-Dimethyl- chinolin	< BG	< BG	2-Methyl- chinolin	2,6-Dimethyl- chinolin	< BG	2,6-Dimethyl- chinolin	Acridin	Indol
++			++			+++	++		++++ ++	+++	++

Bei den stickstoffhaltigen Heterozyklen ist Carbazol die am höchsten konzentrierte Substanz im Grundwasser der stark kontaminierten Bereiche, dies gilt für alle Standorte. Neben Carbazol werden auch Dimethylchinoline an allen Standorten in den stärker belasteten Grundwassermessstellen nachgewiesen. Daneben treten Isochinolin, 2-Methylchinolin und Acridin im Grundwasser der stärker belasteten Messstellen der Vergleichsstandorte auf. In

den schwach belasteten Messstellen dominiert ebenfalls Carbazol gefolgt von zweifach methylierten Chinolinen. Der Nachweis von 6- und 7-Methylchinolin sowie von Indol im Grundwasser der schwach belasteten Messstelle GW 42 T an Vergleichsstandort III erscheint eher ungewöhnlich. Diese Substanzen tauchen an keinem anderen Standort im weiter entfernten Grundwasserabstrom auf.

Die Relevanz von Carbazol wird auch in anderen Studien dokumentiert [MUNDT et al (2005), SCHLANGES et al (2008)] und führte zur Auflistung von Carbazol in jeder bisher erschienenen NSO-HET-Substanzliste [KERN et al (2007), BLOTEVOGEL et al (2008), BLUM et al (2011), TIEHM et al (2014)]. Chinolin und einige einfach methylierte Chinoline sind sehr gut mikrobiologisch abbaubar und können im Falle eines Nachweises als Indikatoren für Schadensherdnähe dienen. Die zweifach methylierten Chinoline 2,4- und 2,6-Dimethylchinolin dagegen sind schwerer abbaubar und daher häufig noch im Abstrom nachweisbar bzw. am Fahnenrand der im Rahmen dieser Studie untersuchten Standorte. Auf die Relevanz dieser Schadstoffe wird bereits in KERN et al (2007) und BLOTEVOGEL et al (2008) hingewiesen. Im Leuchtbakterienhemmtest, Algenwachstumstest, Daphnientest und Fischetest erweist sich 2,4-Dimethylchinolin jeweils als deutlich weniger toxisch als 2,6-Dimethylchinolin. In einer Studie erweisen sich von elf untersuchten NSO-HET die stickstoffhaltigen als am wenigsten toxisch [TIEHM et al (2014)].

S-HET

Auch im Fall der schwefelhaltigen Heterozyklen ist die Belastung auf dem Gelände des ehemaligen Gaswerks nicht so hoch, wie außerhalb des Gaswerkgeländes, beispielsweise in GWM 9 (Abbildung 22). Im Grundwasser der schadensherdnahen Bereiche dominiert Benzothiophen, welches oft mehr als 75% der gesamten S-HET-Belastung ausmacht. Im Grundwasser der Abstrommessstellen werden verstärkt Dibenzothiophen sowie methylierte Benzo- und Dibenzothiophene nachgewiesen. Auch für die Schadstoffgruppe der schwefelhaltigen Heterozyklen sind die Ergebnisse der Beprobung im November 2011 besonders interessant. Die starke Veränderung der Konzentration im Grundwasser von GWM 15 ist verbunden mit einer deutlichen Änderung des Schadstoffprofils. Im Juli 2010 ist das Grundwasser der Messstelle frei von schwefelhaltigen Heterozyklen. Im November 2011 beträgt die Gesamtkonzentration der analysierten S-HET 22,7 µg/L. Als dominierende Substanz wird Benzothiophen nachgewiesen, was auf die Nähe zum Schadensherd im Bereich von GWM 16 hinweist. Im Mai 2012 sind die Konzentrationen um zwei Log-Stufen niedriger. Als einzige schwefelhaltige heterozyklische Substanz wird 5-Methylbenzothiophen analysiert. Im November 2011 werden S-HET auch in GWM 20, also im nordöstlichen Abstrom gemessen. Diese Messstelle ist frei von PAK- und MAK-Belastungen. Der Befund von Heterozyklen in dieser Messstelle weist auf die höhere Mobilität heterozyklischer Kohlenwasserstoffe hin und unterstreicht die Relevanz dieser Schadstoffklasse an teerölkontaminierten Standorten. Eine weitere Besonderheit im Rahmen der Probenahmekampagne im November 2011 sind die Nachweise von 2- und 3-Methylthiophen im Grundwasser am westlichen Rand des ehemaligen Gaswerkbereichs (GWM 1, GWM 2 und GWM 5), sowie im Grundwasser der Messstellen GWM 12 und GWM 19. Diese beiden einfach methylierten Thiophene werden weder im Juli 2010 noch bei der Beprobung im Mai 2012 (mit Ausnahme von GWM 6) nachgewiesen. Am Fahnenrand werden sie allerdings auch im Rahmen weiterer Probenahmen detektiert (Kapitel 4.3.7). Auch am Vergleichsstandort I treten 2- und 3-Methylthiophen im Juli 2013 in geringen Konzentrationen auf (Anhang 9.7, Tabelle 39). 2- und 3-Methylthiophen werden demnach an beiden Standorten nicht bei jeder Probenahme nachgewiesen. Offenbar müssen bestimmte Bedingungen im Feld vorliegen, die eine Ausbreitung der Substanzen begünstigt. 2- und 3-Methylthiophen sind sehr gut wasserlöslich und können unter bestimmten Bedingungen im Feld den Rand der Schadstoffausbreitung definieren. Der Nachweis des nicht methylierten Thiophens beschränkt sich auf den Bereich des ehemaligen Gaswerks und wird vor allem im Grundwasser von GWM 7 nachgewiesen.

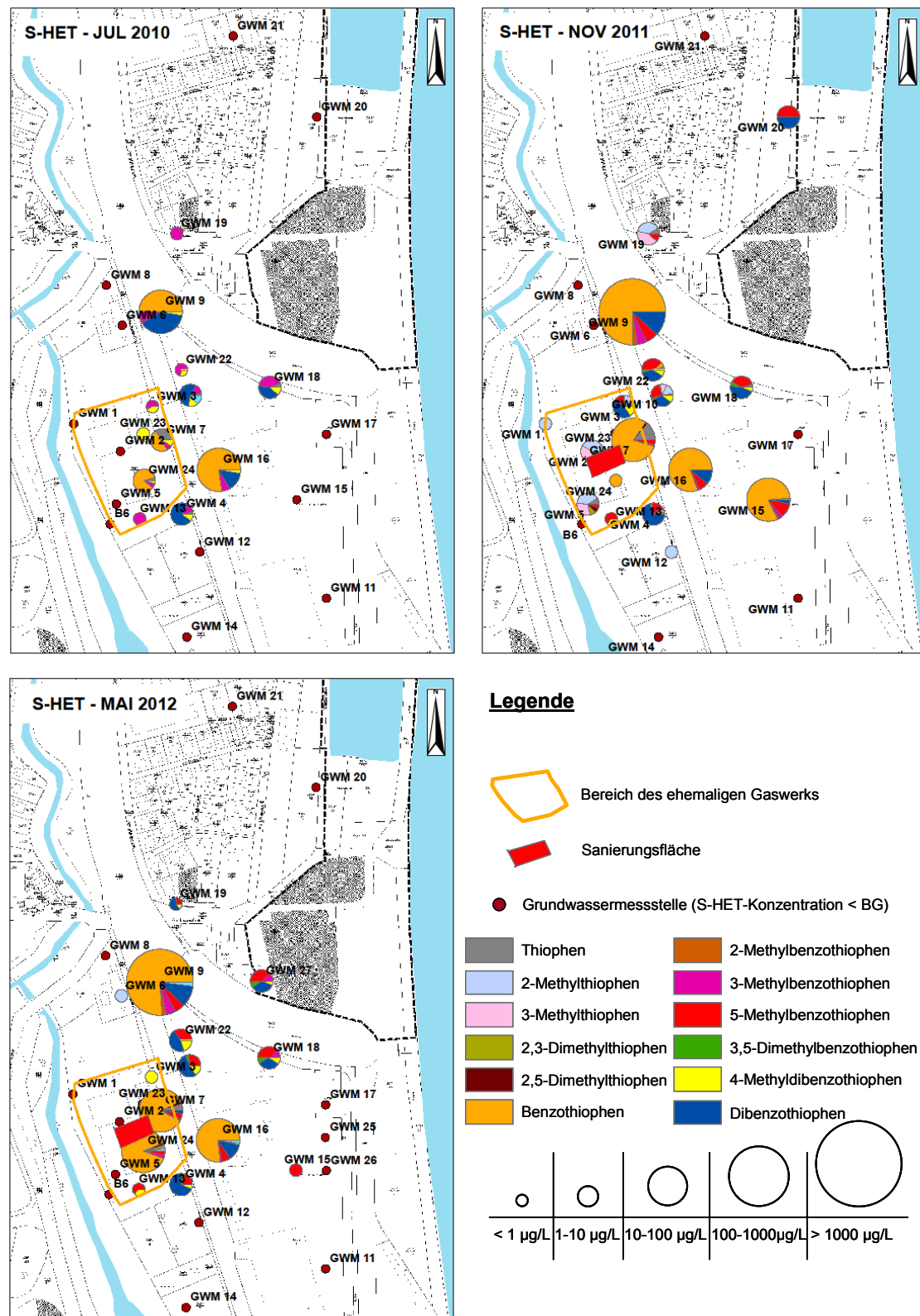


Abbildung 22: Schadstoffkonzentrationen und –muster im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012 am Beispiel der schwefelhaltigen Heterozyklen (S-HET). Auffällige Konzentrationsschwankungen in GWM 15, Nachweis von 2- und 3-Methylthiophen im Grundwasser des ehemaligen Gaswerks im November 2011

An den drei Vergleichsstandorten wurden jeweils zwei Messungen durchgeführt. Um detaillierte Aussagen zu Fließverhalten und Abbau der Schadstoffe treffen zu können, reicht diese Datengrundlage nicht aus. Der Vergleich zeigt allerdings ähnliche Schadstoffspektren wie im Grundwasser des detailliert untersuchten Standorts Gaswerk Gomersheim. Die folgende Tabelle 10 gibt Aufschluss über die nachgewiesenen S-HET an den Vergleichsstandorten. Es wurden jeweils die drei am höchsten konzentrierten S-HET an stärker und schwächer kontaminierten Messstellen an jedem Standort ausgewählt und verglichen.

Tabelle 10: Vergleich der dominierenden S-HET im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Gomersheim und den Vergleichsstandorten:
 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++

Gaswerk Gomersheim Mai 2012			Vergleichsstandort I Februar 2013			Vergleichsstandort II Februar 2013			Vergleichsstandort III Juli/August 2013		
GWM 16 (stark belastet)	GWM 18 (schwach belastet)	GWM 15 (schwach belastet)	GWP 5 (stark belastet)	GWP T1 (schwach belastet)	GWP 11 (schwach belastet)	BK 23 (stark belastet)	BK 72 (schwach belastet)	BK 75 (schwach belastet)	GF 37 T (stark belastet)	GW 10 (stark belastet)	GW 42 T (schwach belastet)
Benzothiophen	5-Methyl- benzothiophen	5-Methyl- benzothiophen	Benzothiophen	< BG	< BG	Benzothiophen	Benzothiophen	Benzothiophen	Benzothiophen	Benzothiophen	5-Methyl- benzothiophen
++++	++	++	+++			++++ +	+++	++	++++ ++	++++	++
Dibenzothiophen	Dibenzothiophen	< BG	Dibenzothiophen	< BG	< BG	3-Methyl- benzothiophen	Dibenzothiophen	5-Methyl- benzothiophen	Dibenzothiophen	5-Methyl- benzothiophen	3-Methyl- benzothiophen
+++	++		+++			++++	++	++	++++ ++	+++	++
5-Methyl- benzothiophen	3-Methyl- benzothiophen	< BG	5-Methyl- benzothiophen	< BG	< BG	Dibenzothiophen	5-Methyl- benzothiophen	< BG	3-Methyl- benzothiophen	3-Methyl- benzothiophen	Dibenzothiophen
+++	++		+++			++++	++		++++ ++	+++	++

Aus der Gruppe der schwefelhaltigen Heterozyklen wurden 12 Substanzen untersucht, zusätzlich auch Phenylphenol, welches gengenommen keine heterozyklische Substanz

ist, sondern als Abbauprodukt von Dibenzothiophen [KERN et al (2007)] dieser Substanzklasse zugeordnet wird. Die schwefelhaltigen Heterozyklen werden deutlich schlechter abgebaut als die sauerstoff- bzw. stickstoffhaltigen Heterozyklen [SAGNER (2009)]. Benzothiophen findet sich vor allem häufig im Schadensherd in hohen Konzentrationen, während Benzothiophen an nur einem der untersuchten Standorte in vorliegender Studie zur Schadstoffbelastung in den Fahnenrandbereichen beiträgt. Im Grundwasser aller untersuchten stark belasteten Messstellen ist Benzothiophen die am höchsten konzentrierte schwefelhaltige heterozyklische Substanz, gefolgt von Dibenzothiophen, sowie 3- und 5-Methylbenzothiophen. Diese Schadstoffkombination tritt auch im Grundwasser der schwächer belasteten Messstellen auf. Interessant ist hierbei, dass Benzothiophen in den schwächer belasteten Messstellen in Germersheim und zwei der Vergleichsstandorte nicht mehr nachgewiesen wird, was grundsätzlich für eine gute Abbaubarkeit der Substanz spricht. In den schwächer belasteten Messstellen des Vergleichsstandortes II bleibt Benzothiophen jedoch der dominierende S-HET. In anderen Studien wird Benzothiophen als relativ persistent beschrieben [MUNDT et al (2005), LOSKYLL (2014)]. Zum mikrobiologischen Abbau von Benzothiophen sind cometabolische Prozesse beschrieben, der Abbau ist demnach immer abhängig von der Verfügbarkeit des Primärsubstrates [DYREBORG et al (1996), ANNWEILER et al (2001)]. 3- und 5-Methylbenzothiophen hingegen werden an allen Standorten auch am Fahnenrand nachgewiesen sowie vereinzelt auch Dibenzothiophen. Diese Substanzen können demnach zur Abgrenzung einer S-HET Fahnenausbreitung dienen.

Thiophen ist in Wasser sehr gut löslich (3010 mg/L nach TIEHM et al (2011)). Für diese Substanz wird in der Literatur ein cometabolischer Abbau mit Benzol beschrieben [DYREBORG et al (1996b und 1996c)]. Trotz der hohen Wasserlöslichkeit ist Thiophen nur vereinzelt und eher schadensherdnah nachweisbar, zum Beispiel im Bereich des ehemaligen Gaswerks Germersheim (GWM 7). Der Abbau scheint demnach so effektiv zu sein, dass Thiophen sich trotz der hohen Löslichkeit nicht weiter ausbreitet. Die beiden untersuchten Methylthiophene scheinen sich anders zu verhalten. Auch für 2- und 3-Methylthiophen sind hohe Löslichkeiten in Wasser beschrieben (1210 mg/L nach TIEHM et al (2011)). Am Standort Germersheim wurden diese Substanzen wiederholt auch im Abstrom gemessen (Kapitel 4.3.7). In Abbauversuchen mit aufdotierten NSO-Heterozyklen erwiesen sich Thiophen, 2- und 3-Methylthiophen als persistente Verbindungen, die ohne Primärsubstrat nicht abgebaut werden konnten [SCHNEIDER (2013)]. Auch an den Vergleichsstandorten (z.B.: Juli 2013, Vergleichsstandort I, Anhang 9.7) wurden 2- und 3-Methylthiophen nachgewiesen, auch hier traten die Belastungen nur in bestimmten Zeiträumen auf. Diese Befunde legen einen cometabolischen bzw. einen im Feld zeitweise gehemmten Abbau dieser sehr mobilen Substanzen nahe. Insbesondere zu Thiophen sind widersprüchliche Daten zu finden. In vorliegender Studie, aber beispielsweise auch bei BLUM et al (2011), erwies sich Thiophen als schadensherdrelevant, an anderen Standorten wird Thiophen auch

im Abstrom noch nachgewiesen [LOS KYLL (2014)]. Die Toxizität von schwefelhaltigen Heterozyklen liegt in der Regel höher als die der sauerstoff- oder stickstoffhaltigen Heterozyklen. Thiophen stellt hier mit relativ geringer Toxizität eine Ausnahme dar [TIEHM et al (2014)].

O-HET

In Abbildung 23 sind Schadstoffkonzentrationen und –profile der sauerstoffhaltigen Heterozyklen dargestellt. Im Grundwasser der schadensherdnahen Bereiche wird Dibenzofuran nachgewiesen. Diese Substanz ist in den Schadensherdmessstellen für mehr als die Hälfte der gesamten O-HET Konzentrationen verantwortlich. Im Grundwasser der abstromig gelegenen Messstellen ändert sich mit dem Konzentrationsrückgang auch deutlich das Schadstoffprofil. 2-Methyldibenzofuran sowie 2- und 3-Methylbenzofuran sind die Hauptkontaminanten. Auch das zweifach methylierte 2,3-Dimethylbenzofuran wird in vielen Abstrommessstellen nachgewiesen. Benzofuran wird nur vereinzelt im Grundwasser des ehemaligen Gaswerkgeländes nachgewiesen (Schadensherdmessstelle GWM 24), dort allerdings in hohen Konzentrationen. Wie bereits für N- und S-HET beschrieben, sind auch die Konzentrationen der sauerstoffhaltigen Heterozyklen im Grundwasser von GWM 15 großen Schwankungen (zwei Log-Stufen) unterworfen. Das Schadstoffprofil ändert sich jedoch kaum. Die nordöstlich gelegene Abstrommessstelle GWM 20 ist im November 2011 mit O-HET belastet. Der Nachweis von Dibenzofuran ist unerwartet, da Dibenzofuran im Rahmen der anderen Probenahmekampagnen ausschließlich schadensherdnah detektiert wird. Auffällig sind die sehr ähnlichen Schadstoffprofile des „mittleren“ Abstroms: GWM 10, GWM 15, GWM 18, GWM 19, GWM 22 und GWM 27 im Mai 2012 mit 2-Methyldibenzofuran, 2- und 3-Methylbenzofuran und 2,3-Dimethylbenzofuran. Rheinnah, im weiteren Abstrom ähneln sich die Schadstoffprofile der Messstellen GWM 17, GWM 25 und GWM 26. Hier werden im Mai 2012 2- und 3-Methylbenzofuran sowie 2,3-Dimethylbenzofuran nachgewiesen.

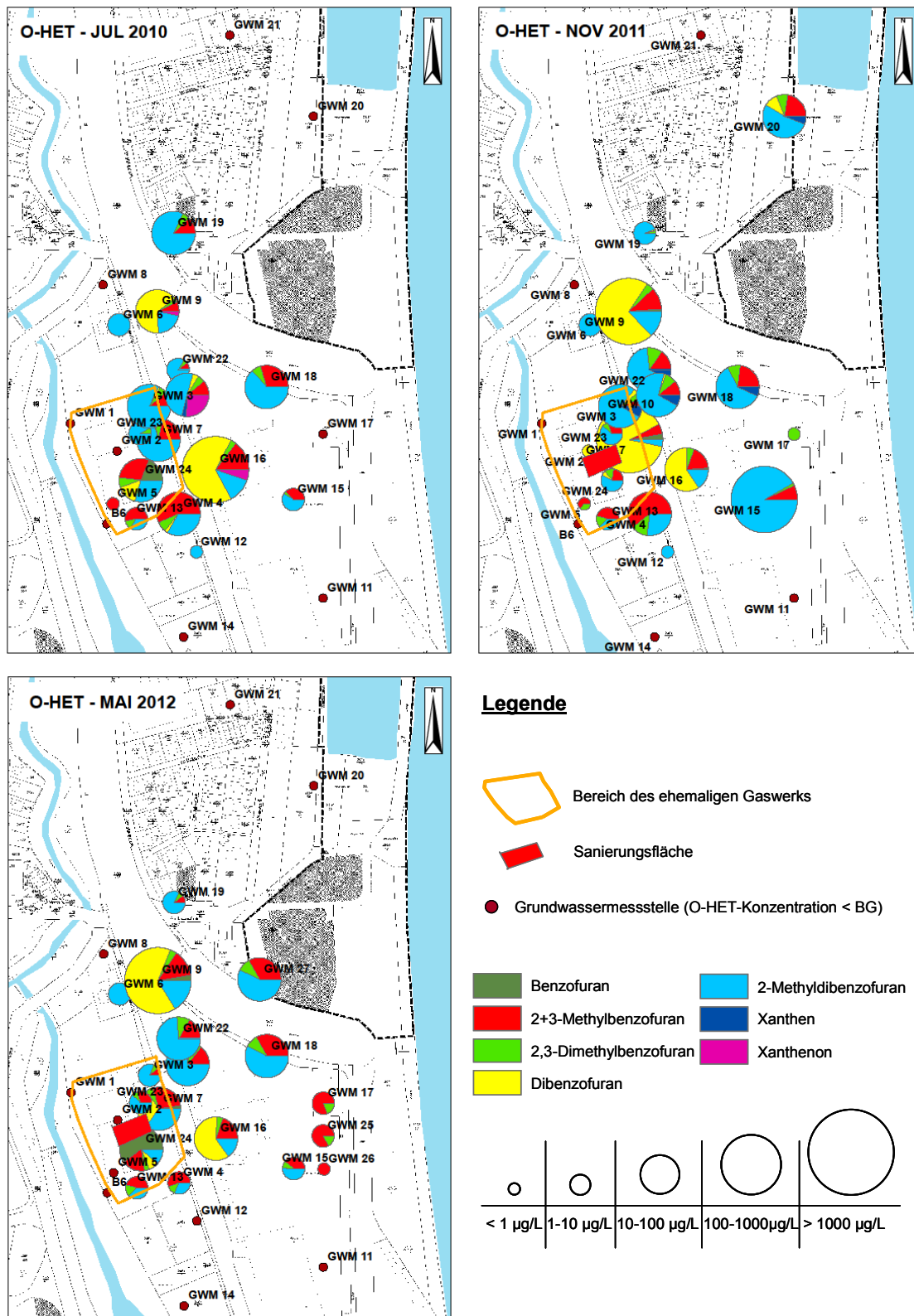


Abbildung 23: Schadstoffkonzentrationen und –muster im Juli 2010, November 2011 und Mai 2012 am Beispiel der sauerstoffhaltigen Heterozyklen (O-HET). Nachweis von Dibenzofuran vor allem schadensherdnah, Benzofuran nur im Bereich des ehemaligen Gaswerks (GWM 24), starke Konzentrationsschwankungen in GWM 15

An den drei Vergleichsstandorten wurden jeweils zwei Messungen durchgeführt. Um detaillierte Aussagen zu Fließverhalten und Abbau der Schadstoffe treffen zu können, reicht diese Datengrundlage nicht aus. Der Vergleich zeigt allerdings ähnliche Schadstoffspektren wie im Grundwasser des detailliert untersuchten Standorts Gaswerk Gomersheim. Die folgende Tabelle 11 gibt Aufschluss über die nachgewiesenen O-HET an den Vergleichsstandorten. Es wurden jeweils die drei am höchsten konzentrierten O-HET an stärker und schwächer kontaminierten Messstellen an jedem Standort ausgewählt und verglichen.

Tabelle 11: Vergleich der dominierenden O-HET im Grundwasser von stark und schwächer kontaminierten Bereichen am Referenzstandort Gomersheim und den Vergleichsstandorten:
 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++

Gaswerk Gomersheim Mai 2012			Vergleichsstandort I Februar 2013			Vergleichsstandort II Februar 2013			Vergleichsstandort III Juli/August 2013		
GWM 16 (stark belastet)	GWM 18 (schwach belastet)	GWM 15 (schwach belastet)	GWP 5 (stark belastet)	GWP T1 (schwach belastet)	GWP 11 (schwach belastet)	BK 23 (stark belastet)	BK 72 (schwach belastet)	BK 75 (schwach belastet)	GF 37 T (stark belastet)	GW 10 (stark belastet)	GW 42 T (schwach belastet)
Dibenzofuran	2-Methyl- dibenzofuran	2-Methyl- dibenzofuran	Dibenzofuran	2-Methyl- dibenzofuran	< BG	Dibenzofuran	2-Methyl- dibenzofuran	2-Methyl- dibenzofuran	Dibenzofuran	Dibenzofuran	2- / 3-Methyl- benzofuran
++++	+++	++	++++	++		++++ +	+++	+++	++++ ++	++++	++++
2- / 3-Methyl- benzofuran	2- / 3-Methyl- benzofuran	2- / 3-Methyl- benzofuran	2-Methyl- dibenzofuran	< BG	< BG	2-Methyl- dibenzofuran	Dibenzofuran	2- / 3-Methyl- benzofuran	2-Methyl- dibenzofuran	2- / 3-Methyl- benzofuran	2-Methyl- dibenzofuran
++++	+++	++	++++			++++	++	++	++++ ++	++++	++++
2-Methyl- dibenzofuran	2,3-Dimethyl- benzofuran	< BG	2- / 3-Methyl- benzofuran	< BG	< BG	2- / 3-Methyl- benzofuran	2- / 3-Methyl- benzofuran	Dibenzofuran	Benzenofuran	2-Methyl- dibenzofuran	Dibenzofuran
+++	+++		+++			++++	++	++	++++ ++	+++	++++

Dibenzofuran, 2- und 3-Methylbenzofuran und 2-Methyldibenzofuran sind die am höchsten konzentrierten O-HET im stark belasteten Grundwasser aller Standorte. In Messstelle

GW 37 T des Vergleichsstandortes III wird auch Benzofuran in hohen Konzentrationen nachgewiesen, in Germersheim wird Benzofuran ausschließlich im Bereich des ehemaligen Gaswerks (GWM 24) detektiert. Benzofuran ist mikrobiologisch sehr gut abbaubar [SAGNER (2009), TIEHM et al (2011b)] und wird offenbar bereits in den schadensherdnahen bzw. stark kontaminierten Bereichen umgesetzt. Im Grundwasser der schwächer belasteten Messstellen dominieren dann methylierte O-HET wie 2- und 3-Methylbenzofuran, 2-Methyldibenzofuran und 2,3-Dimethylbenzofuran. Im schwächer belasteten Grundwasser des Vergleichsstandortes I ist 2-Methyldibenzofuran der einzige O-HET Vertreter insgesamt.

Im Rahmen der vorliegenden Studie wurden acht sauerstoffhaltige Heterozyklen untersucht. Benzofuran und Dibenzofuran sind als gut mikrobiologisch abbaubar beschrieben und zeigen im Feld eine direkte Nähe zum Schadensherd an. [MUNDT et al 2005, TIEHM et al (2011b), LOSKYLL 2014]. 2- und 3-Methylbenzofuran, sowie 2-Methyldibenzofuran sind wesentlich schlechter mikrobiologisch abbaubar und reichern sich relativ am Fahnenrand an. Auch in der Studie von ZAMFIRESU et al (2001) werden zumindest eines der insgesamt sechs verschiedenen Methylbenzofurane, zwei 2-Methyldibenzofurane und zwei Dimethylbenzofurane aber beispielsweise auch das nicht alkylierte Dibenzofuran als persistent und als am Fahnenrand nachweisbar beschrieben. Interessant in dieser Studie ist das Ergebnis, dass offensichtlich mindestens zwei der insgesamt sechs Methylbenzofurane relativ gut abbaubar zu sein scheinen und nur bei einem der drei untersuchten Methylbenzofurane kein deutlicher Konzentrationsrückgang innerhalb der Schadstofffahne nachgewiesen werden kann [ZAMFIRESU et al (2001)]. Der geringe Konzentrationsrückgang von Dimethylbenzofuranen erscheint ZAMFIRESU et al (2001) geeignet, in diesen Substanzen einen tracer für die Schadstoffausbreitung an teerölkontaminierten Standorten zu sehen. In vorliegender Studie wird allerdings an allen untersuchten Standorten eine flächenmäßig weitere Ausbreitung von 2- und 3-Methylbenzofuran, sowie 2-Methyldibenzofuran in den Abstromfahnen beobachtet.

4.3.5 Nachweis und Relevanz von SCAP

Die kurzkettigen Alkylphenole wurden am Standort Gaswerk Germersheim ausschließlich im Mai 2012 berücksichtigt. Der Nachweis beschränkt sich auf die drei unterschiedlichen Schadensherdbereiche. Die Bestimmung der SCAP erfolgt für einige Substanzen als Summenparameter, eine Unterscheidung ist deshalb in diesen Fällen nicht möglich. Zwei bzw. drei Substanzen werden in allen drei Schadensherden nachgewiesen: 3,4,5-Trimethylphenol und die Summe aus 2-Isopropylphenol und 2,4,6-Trimethylphenol. Im Grundwasser von GWM 9 kommen noch m- und p-Kresol hinzu. Im Grundwasser der am stärksten mit SCAP belasteten Messstelle GWM 7 werden stattdessen 3- und 4-Isopropylphenol und 2,3,6-Trimethylphenol, sowie 3-Ethyl-5-Methylphenol und 2,3,5-Trimethylphenol detektiert. Tiefenzonierte Messungen im Rahmen des hier nicht vorgestellten Sanierungsmonitorings ergaben einen deutlichen Belastungsschwerpunkt mit kurzkettigen Alkylphenolen im flachen Teil des Grundwasserleiters in GWM 7.

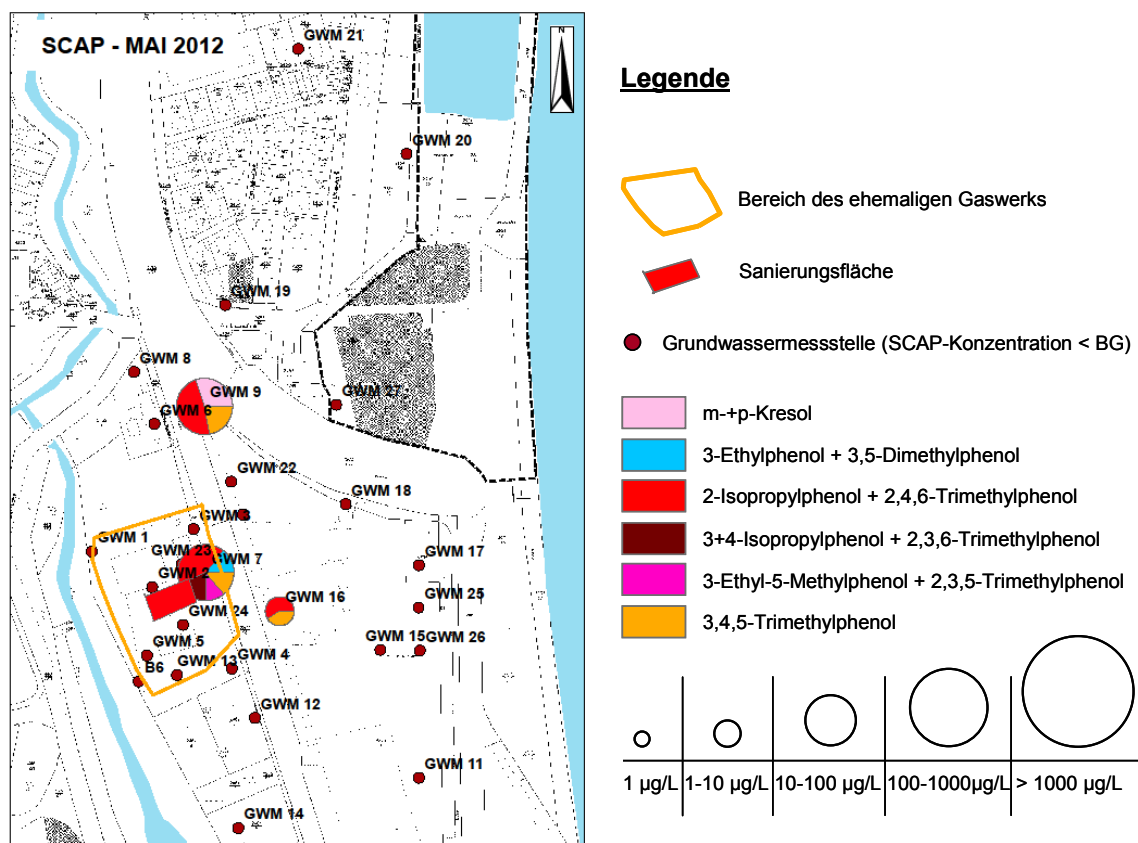


Abbildung 24: Schadstoffkonzentrationen und –muster im Mai 2012 am Beispiel der kurzkettigen Alkylphenole (SCAP). Die Belastungen beschränken sich auf das Grundwasser der schadensherdnahen Messstellen (GWM 7, GWM 9 und GWM 16)

Kurzkettige Alkylphenole wurden außer in Gernersheim vor allem im stark kontaminierten Grundwasser des Vergleichsstandortes III nachgewiesen (Tabelle 12). An den anderen Vergleichsstandorten waren die Schadstoffe aus dieser Substanzklasse unterhalb der Bestimmungsgrenzen. Nachgewiesen wurden verschiedene Trimethylphenole, 3-Ethyl-5-Methylphenol, sowie 2,4-Dimethylphenol, die Summe aus 2-Isopropylphenol und 2,4,6-Trimethylphenol sowie 2,6-Dimethylphenol.

Tabelle 12: Vergleich der SCAP-Konzentrationen im Grundwasser am Referenzstandort Gernersheim und Vergleichsstandort III, betroffen sind ausschließlich Messstellen in hoch kontaminierten Bereichen: 0,01 µg/L bis 0,1 µg/L: +; 0,1 µg/L bis 1 µg/L: ++; 1 µg/L bis 10 µg/L: +++; 10 µg/L bis 100 µg/L: ++++; 100 µg/L bis 1000 µg/L: +++++; < 1000 µg/L: ++++++

Gaswerk Gernersheim Mai 2012			Vergleichsstandort III Juli/August 2013	
GWM 7 (stark belastet)	GWM 9 (stark belastet)	GMW 16 (stark belastet)	GF 37 T (stark belastet)	GW 10 (stark belastet)
2-Isopropylphenol / 2,4,6-Trimethyl- phenol ++++	2-Isopropylphenol / 2,4,6-Trimethyl- phenol +++	2-Isopropylphenol / 2,4,6-Trimethyl- phenol +++	3,4,5-Trimethyl- phenol +++++	2,6-Dimethyl- phenol +++
3- / 4-Isopropyl- phenol / 2,3,6- Trimethylphenol +++	m-+p-Kresol +++	3,4,5-Trimethyl- phenol +++	3-Ethyl-5-Methyl- phenol / 2,3,5- Trimethylphenol +++++	2-Isopropylphenol / 2,4,6-Trimethyl- phenol +++
3-Ethylphenol / 3,5-Dimethyl- phenol +++	3,4,5-Trimethyl- phenol +++	< BG	2,4-Dimethyl- phenol +++++	2,4-Dimethyl- phenol +++

Aus der Gruppe der kurzkettigen Alkylphenole wurden insgesamt 24 Stoffe untersucht. Die Verbreitung von SCAP ist stark von der Nutzungshistorie des betreffenden Standorts abhängig. Bei Gaswerken hängt dies unter anderem mit der eingesetzten Kohle zusammen, aber zum Beispiel auch damit, ob Phenolwasser getrennt vom Gaswasser abgeschieden wurde [GROH et al (2003)]. In Gernersheim wurden SCAP im Grundwasser der Schadensherdmessstellen analysiert, die Abstrommessstellen sind frei von SCAP. Aufgrund der sehr hohen Mobilität dieser Substanzen spricht die geringe Ausbreitung der Schadstoffe für einen gut funktionierenden mikrobiologischen Abbau. Insgesamt wurden zwölf SCAP nachgewiesen, wobei nur 3,4,5-Trimethylphenol als alleinige Substanz, die weiteren SCAP als verschiedene Summenparameter nachgewiesen wurden (Abbildung 24). Am höchsten

konzentriert liegen in allen drei Messstellen 2-Isopropylphenol in Summe mit 2,4,6-Tri-methylphenol vor. Mit Ausnahme von 3,5-Dimethylphenol (in Summe mit 3-Ethylphenol) werden keine Dimethylphenole nachgewiesen. Am Referenzstandort hingegen, machen die Dimethylphenole einen großen Teil der SCAP Belastung aus. Laut FISCHER et al (2012) können anhand der SCAP-Zusammensetzung Zuordnungen zu Herkunft und zugrunde-liegenden chemischen Prozessen vorgenommen werden. Die Unterschiede der Schadstoff-zusammensetzung bei den zwei Probenahmen im Jahr 2013 am Vergleichsstandort III (Tabelle 48) verdeutlichen ein typisches Problem der Substanzgruppe. Aufgrund der sehr hohen Mobilität der Schadstoffe können Konzentrationen und Zusammensetzungen auch unter stationären Grundwasserfließbedingungen sehr stark zwischen einzelnen Probe-nahmen variieren [FISCHER et al (2012)]. Im Rahmen der zweiten Probenahme am Referenz-standort fällt der Befund von m- und p-Kresol sowie dem sehr gut mikrobiologisch umsetzbaren Phenol auf. So weit im Abstrom erscheint dies eher unerwartet (Tabelle 48). Phenol kann jedoch auch bei mikrobiologischen Abbauprozessen entstehen, wässriges Bodeneluat kann beispielsweise bis zu 10 µg/L Phenol enthalten [FISCHER et al (2012)]. Aufgrund der Befunde an nur zwei von vier Standorten vor allem in den Schadens-herdbereichen, kann die Messung der kurzkettigen Alkylphenole vor allem zur Beurteilung der schadensherdnahen Gesamtbelastung herangezogen werden. Ob SCAP auch im Abstrom, bzw. am Rand einer Schadstofffahne relevant sind, müsste anhand einer größeren Anzahl untersuchter Standorte unter Berücksichtigung der jeweiligen Nutzungshistorie gezeigt werden.

4.3.6 Toxizität

Zusätzlich zu den hydrochemischen Parametern und den Schadstoffkonzentrationen wurden im November 2011 und Mai 2012 Toxizitätstests am Standort Germersheim durchgeführt (Abbildung 25). Ebenso wurde an den drei Vergleichsstandorten die Toxizität der Grundwasserproben bestimmt. Eine mit den Schadstoffkonzentrationen abnehmende Toxizität des Grundwassers ist nicht immer selbstverständlich, denn während des biologischen Schadstoffabbaus können Metabolite entstehen, die unter Umständen toxischer sein können, als die Ausgangssubstanzen selbst [MUELLER et al (1991), SEYMOUR et al (1997)].

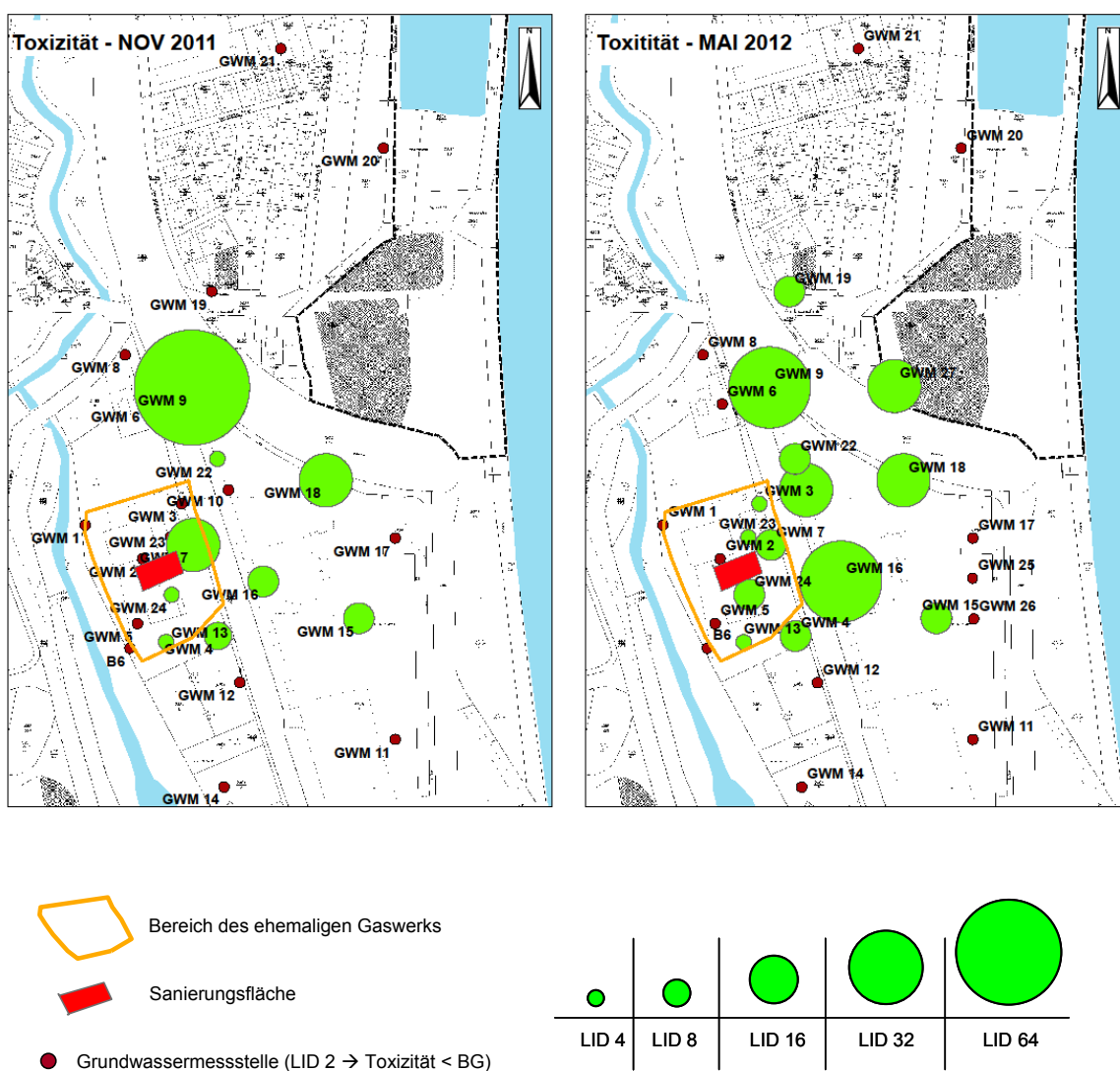


Abbildung 25: Toxizität der Grundwasserproben im November 2011 und Mai 2012 anhand des LID-Wertes (Lowest Ineffective Dilution). Hohe Toxizität im Bereich der Auffüllung um GWM 9, deutliche Abnahme der Toxizität im Abstrom, keine nachweisbaren Toxizitäten im Grundwasser der westlichen und östlichen Fahnenrandbereiche

In Abbildung 25 sind die im November 2011 und Mai 2012 gemessenen Toxizitäten dargestellt. Die höchste Toxizität wird bei beiden Probenahmen im Bereich um GWM 9 gemessen. Dieser Befund korreliert mit den dort gemessenen hohen Schadstoffkonzentrationen. Im Bereich des ehemaligen Gaswerks sind die nachgewiesenen Toxizitäten deutlich geringer. In Abbildung 25 ist zu sehen, dass das Grundwasser der östlichen Messstellenreihe mit GWM 15, GWM 18 und der neu gebauten GWM 27 (Mai 2012) nicht nur mit Schadstoffen belastet ist, sondern auch noch toxische Wirkung hat. Das Grundwasser der rheinnahen Messstellen und damit das Grundwasser des östlichen Abstromriegels ist zwar partiell mit Schadstoffen belastet, eine toxische Wirkung lässt sich allerdings mit dem Leuchtbakterienhemmtest nicht mehr nachweisen. Die Entstehung von toxischen Metaboliten während der Grundwasserpassage ist demnach unwahrscheinlich. Die im Feld mittels des Leuchtbakterienhemmtests gemessene Toxizität ist an allen untersuchten Standorten im Grundwasser der stark belasteten Messstellen am höchsten und nimmt zu den Fahnenrändern hin ab. Weitere analytisch nicht identifizierte Substanzen mit einer toxischen Wirkung im Leuchtbakterienhemmtest (z.B. stabile toxische Metabolite) liegen damit im Grundwasserabstrom nicht vor. Die relativ am Fahnenrand angereicherten Substanzen (z.B. 3- und 5-Methylbenzothiophen) haben zwar häufig ein deutliches toxikologisches Potential [TIEHM et al (2014)], die Konzentrationen sind hier jedoch so gering, dass von keiner messbaren ökotoxischen Gefahr auszugehen ist.

Auch im Grundwasser der Vergleichsstandorte nimmt die Toxizität von den stark kontaminierten Bereichen hin zu schwächer belasteten Messstellen deutlich ab. Die Bildung von stabilen toxischen Metaboliten ist demnach auch hier nicht zu erwarten.

4.3.7 Relevante Schadstoffe am Fahnenrand, Gaswerk Germersheim

Im Rahmen des Forschungsprojekts sind die Vorgänge in den rheinnahen Fahnenrandmessstellen von besonderer Bedeutung. Daher wurden diese im Oktober und Dezember 2012 und im April 2013 nochmals beprobt. Hierbei konnten auch die drei im Mai 2012 gebauten Messstellen GWM 25, GWM 26 und GWM 27 ins Messprogramm einbezogen werden. Im April 2013 wurde auch die im März 2013 gebaute Messstelle GWM 28 beprobt. Im Grundwasser dieser neu gebauten Messstelle wurden keine Schadstoffe nachgewiesen. Auf Abbildung 26 und Abbildung 27 sind die Konzentrationen und Schadstoffprofile der untersuchten Schadstoffgruppen dargestellt. Bei den Messungen wurden auch die kurzkettigen Alkylphenole berücksichtigt, die Konzentrationen lagen allerdings immer unterhalb der Bestimmungsgrenzen. Die Lage der Messstellen ist Abbildung 3 zu entnehmen.

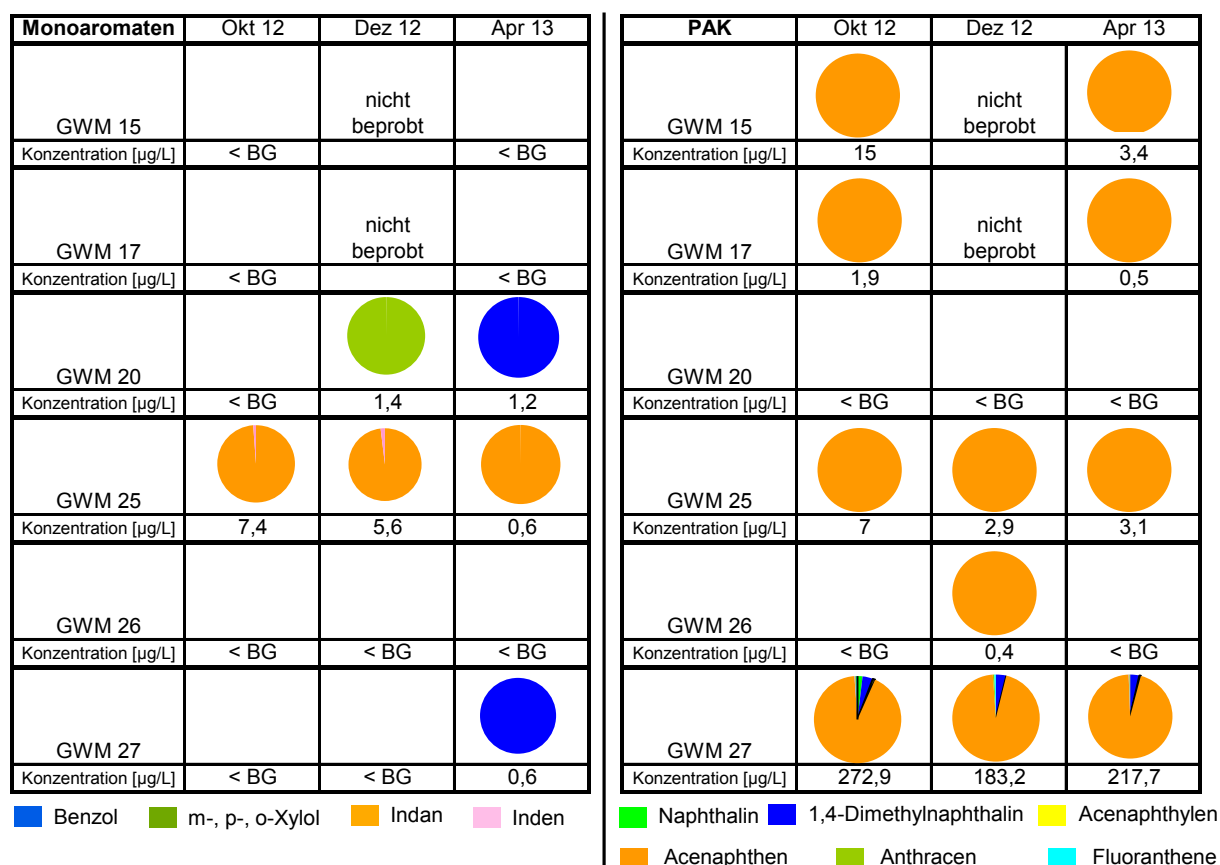


Abbildung 26: MAK (links) und PAK (rechts) am rheinnahen Fahnenrand. Neben Benzol und den Xylenen dominiert Indan bei den MAK, bei den PAK ist Acenaphthen die dominierende Substanz

In Abbildung 26 sind die in den Fahnenrandmessstellen GWM 20, GWM 25 und GWM 27 nachgewiesenen mono- und polyaromatischen Substanzen dargestellt. Am stärksten belastet mit MAK zeigt sich im Oktober 2012 und Dezember 2012 das Grundwasser der neu gebauten Messstelle GWM 25, die dominierende Substanz im Grundwasser dieser Mess-

stelle ist Indan. Auch Inden, Benzol und einmal auch m- und p-Xylol werden aus der Gruppe der MAK in den Messstellen des Fahnenrandes nachgewiesen. Die Relevanz von Indan am rheinnahen Fahnenrand zeigt deutlich, dass unter ausschließlicher Betrachtung des Routineparameters BTEX die Ausbreitung der monoaromatischen Substanzen an diesem Standort unterschätzt werden würde. Bei den PAK ist Acenaphthen dominierend in allen belasteten Messstellen. Die Messstelle GWM 27 liegt etwas weiter westlich am weitesten vom Rhein entfernt und ist am stärksten belastet. Hier wurde neben Acenaphthen auch 1,4-Dimethylnaphthalin, sowie geringe Konzentrationen 1-Methylnaphthalin und Naphthalin gemessen. Die im direkten Abstrom zu GWM 27 gelegene neu gebaute GWM 28 zeigte bei der Beprobung im April 2013 keine Schadstoffbelastungen.

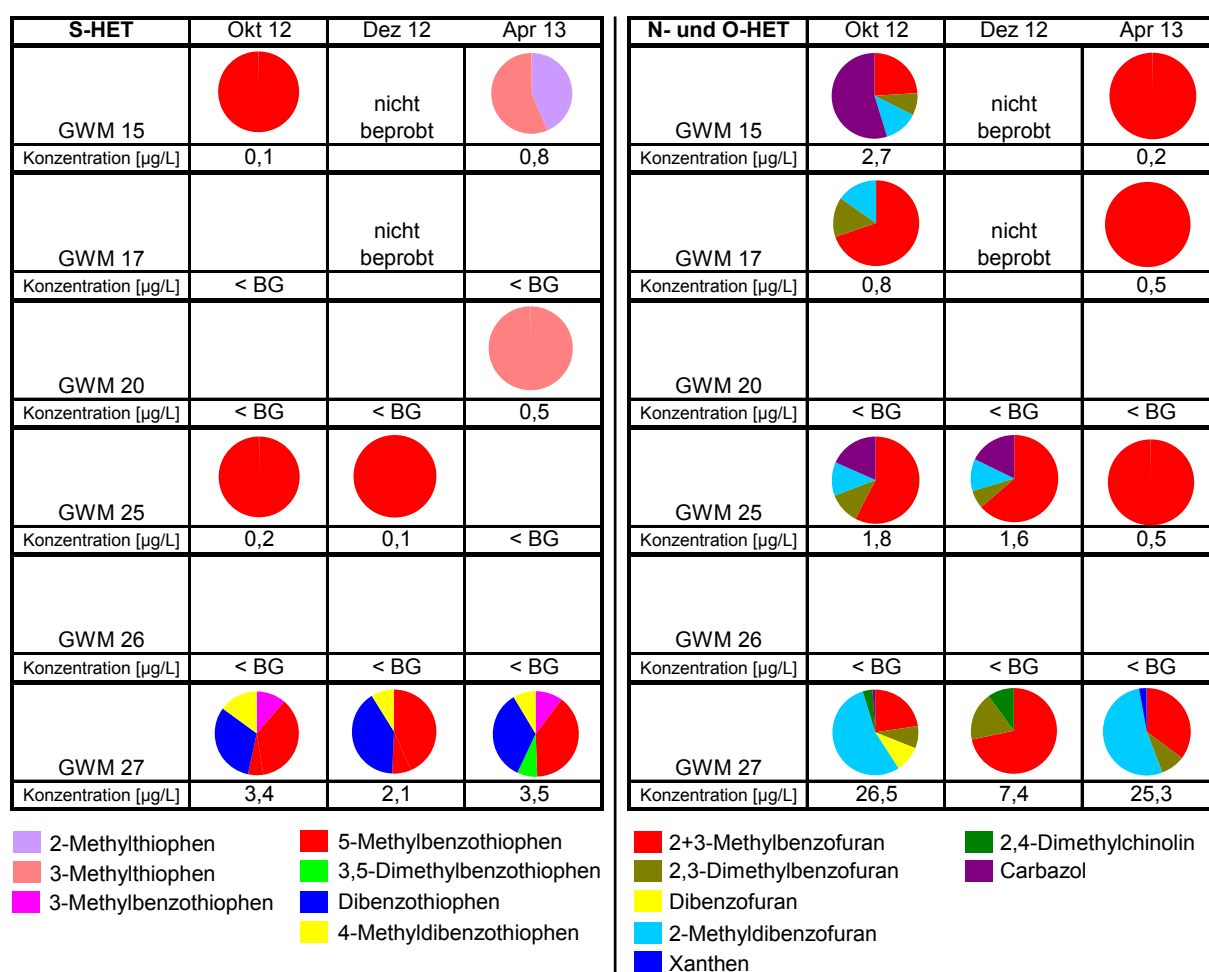


Abbildung 27: NSO-HET am rheinnahen Fahnenrand. Dominierende S-HET: methylierte Benzothiophene, Thiophene und Dibenzothiophene (linke Tabelle). Dominierende O-HET und N-HET: methylierte Benzofurane, Dibenzofurane, Chinoline und Carbazol (rechte Tabelle)

In Abbildung 27 sind Konzentrationen und Schadstoffprofile der untersuchten NSO-Heterozyklen dargestellt. Der linke Teil der Abbildung zeigt die schwefelhaltigen Heterozyklen, der rechte Teil zeigt die stickstoff- und sauerstoffhaltigen Heterozyklen. Bei der Betrachtung der NSO-HET fällt auf, dass wiederum in GWM 27 die höchsten Konzentrationen gemessen

werden. Auffällig sind neben den Konzentrationsschwankungen im Wasser der betroffenen Messstellen auch die unterschiedlichen Schadstoffprofile. In GWM 15 war die NSO-HET Belastung im Oktober 2012 zu 50 % auf Carbazol zurückzuführen. Im April 2013 wurde hier kein Carbazol nachgewiesen, stattdessen 2- und 3-Methylthiophen sowie 2- und 3-Methylbenzofuran.

Im Grundwasser der Messstelle GWM 25 wurden bei annähernd gleichen Konzentrationen im Oktober und Dezember 2012 sehr ähnliche Schadstoffprofile nachgewiesen, bei der Beprobung im Januar waren 2- und 3-Methylbenzofuran die einzigen nachgewiesenen Kontaminanten dieser Schadstoffgruppe. Auch in der relativ hoch belasteten Messstelle GWM 27 sind die Profile bei annähernd gleicher Schadstoffkonzentration im Oktober 2012 und April 2013 sehr ähnlich mit 2-Methyldibenzofuran als dominierendem O-HET. Im Rahmen der Probenahme im Dezember 2012 wurden geringere NSO-HET Konzentrationen gemessen und das Schadstoffprofil zeigt 2- und 3-Methylbenzofuran als dominierend an.

Die Bedeutung der NSO-HET am Rand der Schadstofffahne zeigt sich insbesondere im Grundwasser von GWM 17 und GWM 20. Im Grundwasser beider Messstellen sind die Konzentrationen der NSO-HET ähnlich denen der routinemäßig untersuchten PAK. Bei der Messung im April 2013 wurde im Grundwasser der Messstelle GWM 20 3-Methylthiophen (0,5 µg/L) nachgewiesen, während die PAK-Konzentrationen unterhalb der Bestimmungsgrenze lagen.

Die Probenahmen am rheinnahen Fahnenrand belegen starke Konzentrationsschwankungen in diesem Bereich und unterstreichen die Relevanz der nicht routinemäßig untersuchten NSO- HET sowie von Indan.

4.3.8 Ermittlung von Leitsubstanzen

Beim Vergleich der verschiedenen Felddaten zeichnen sich einige Gemeinsamkeiten ab. So können schadensherdrelevante und fahnenrandtypische Substanzen klassifiziert werden. Aus der Interpretation von Schadstoffprofilen lassen sich daher erste Aussagen treffen, ob die betreffende Grundwasserprobe beispielsweise eher schadensherdnah oder am Fahnenrand entnommen wurde, auch wenn keine weiteren Daten zum Standort vorliegen. Trotz der unterschiedlichen Nutzungsvorgeschichten der einzelnen Standorte als Gas- oder als Imprägnierwerke, weisen die in stark oder schwächer kontaminierten Bereichen analysierten Substanzen hohe Übereinstimmungen auf. Die gewonnenen Erkenntnisse aus den Feldstudien dienten der Ableitung von Leitsubstanzen für die Untersuchung teerölkontaminierter Standorte (Tabelle 13). Ob eine Substanz mikrobiologisch abgebaut wird oder nicht, hängt nicht allein von der chemischen Struktur, der Verfügbarkeit oder Konzentration der Verbindung ab, sondern ist außerdem stark abhängig von anderen Parametern, zum Beispiel den Redoxbedingungen, der Population an Mikroorganismen, sowie der Verfügbarkeit anderer Substrate [ZAMFIRESCU et al (2001)]. Unter aeroben Bedingungen sind viele der betrachteten Schadstoffe gut abbaubar [MUELLER et al (1989), TIEHM et al (2003), SAGNER (2009), SCHNEIDER (2013)]. Die dominierenden Bedingungen in kontaminierten Grundwasserleitern sind jedoch häufig anaerob, so auch an drei der vier in vorliegender Studie untersuchten Standorte. An den untersuchten Standorten herrschen schadensherdnah anaerob-reduktive Bedingungen vor. Zum Fahnenrand hin kommt es durch die Nähe zum Oberflächengewässer zur Einmischung von Sauerstoff in den jeweiligen Grundwasserleiter.

Zur Beurteilung und zum Nachweis mikrobieller Abbauprozesse *in situ* existieren unterschiedliche Verfahren, beispielsweise der gezielte Nachweis von Metaboliten an einem Standort [JOHANSEN et al (1996), FETZNER et al (1998)] oder die Untersuchung von Isotopenfraktionierungsfaktoren [RICHNOW et al (2003)]. Die Betrachtung von Redoxzonierung und Schadstoffprofilen kann ebenfalls zur Einschätzung eines Standortes herangezogen werden. Der schnellere Rückgang einer weniger retardierenden Substanz innerhalb einer Schadstofffahne im Verhältnis zu einer stärker retardierenden Substanz beispielsweise, ist ein deutlicher Hinweis auf mikrobiellen Abbau am Standort [TIEHM et al (2003), SAGNER (2009)]. Gezeigt wurde dies am Beispiel von Naphthalin und Acenaphthen. Naphthalin wird trotz hoher Mobilität an vielen Standorten nur schadensherdnah nachgewiesen, während das weitaus geringer mobile Acenaphthen auch weit im Abstrom zu den dominierenden PAK gehört. Dieser Effekt ist auf die sehr gute mikrobielle Abbaubarkeit von Naphthalin im Gegensatz zu Acenaphthen zurückzuführen [TIEHM et al (2003)]. Auch für die heterozyklischen Verbindungen gilt, dass der Konzentrationsrückgang von mobileren Substanzen im Vergleich zu weniger mobilen Schadstoffen innerhalb einer Schadstofffahne auf einen mikrobiellen Abbau hindeutet. Sowohl am Standort Gaswerk Germersheim als auch bei den

Vergleichsstandorten zeigt sich beispielsweise im Grundwasser eine relative Abreicherung von Benzofuran (Löslichkeit in Wasser 678 mg/L nach TIEHM et al (2011)) und eine relative Anreicherung von 2-Methyldibenzofuran sowie 2- und 3-Methylbenzofuran (Löslichkeit in Wasser 160 mg/L nach TIEHM et al (2011)) im Fahnenverlauf.

Tabelle 13 enthält Vertreter der Schadstoffgruppen PAK, MAK und NSO-HET. Kurzkettige Alkylphenole wurden nur an zwei der untersuchten Standorte nachgewiesen und daher nicht in die Tabelle der Leitsubstanzen einbezogen. Aufgrund der Toxizität und hohen Mobilität sollte jedoch im Einzelfall geprüft werden, ob SCAP am untersuchten Standort relevant sind. Dies gilt insbesondere dann, wenn es sich um Gaswerke mit Phenolabscheidern oder Standorte der carbochemischen Industrie, Ölindustrie oder Braunkohleverarbeitung handelt.

Tabelle 13: Leitsubstanzen der Schadstoffgruppen MAK, PAK und NSO-HET, unterteilt in Substanzen die vermehrt Schadensherd- oder Fahnenrandbereiche charakterisieren

Leitsubstanzen	Schadensherd	Fahnenrand
Monoaromatische Kohlenwasserstoffe (MAK)	Inden, Indan, Benzol, Toluol Ethylbenzol	Benzol, Indan
Polyaromatische Kohlenwasserstoffe (PAK)	Naphthalin, 2-Methylnaphthalin	Acenaphthen, 1-Methylnaphthalin
Stickstoffhaltige Heterozyklen (N-HET)	Chinolin, Carbazol, 2-Methylchinolin	Carbazol, 2,4-Dimethylchinolin, 2,6-Dimethylchinolin
Schwefelhaltige Heterozyklen (S-HET)	Benzothiophen, Dibenzothiophen	3- und 5-Methylbenzothiophen, 2- und 3-Methylthiophen
Sauerstoffhaltige Heterozyklen (O-HET)	Benzofuran, Dibenzofuran	2- und 3-Methylbenzofuran, 2-Methylbenzofuran

Monoaromatische Kohlenwasserstoffe

Zusätzlich zu den routinemäßig untersuchten BTEX-Aromaten erwiesen sich im Rahmen vorliegender Studie Indan und Inden als relevant. Während Inden auf Bereiche des Schadensherdes beschränkt ist, ist Indan die Substanz unter den untersuchten Monoaromaten, die am weitesten im Abstrom nachgewiesen werden kann. Sowohl Benzol als auch Indan waren auch am Fahnenrand nachweisbar. Indan ist in vielen Messstellen die am höchsten konzentrierte und in einigen Messstellen die einzige monoaromatische Substanz. Die Messung von Indan liefert demnach wichtige Hinweise über die Ausbreitung monoaromatischer Verbindungen.

Polyaromatische Kohlenwasserstoffe

Zusätzlich zu den routinemäßig untersuchten EPA-PAK wurden 1- und 2-Methylnaphthalin betrachtet. 2-Methylnaphthalin ist ähnlich wie Naphthalin auch anaerob sehr gut mikro-

biologisch abbaubar und somit ein Indikator für Schadensherdnähe. 1-Methylnaphthalin ist schwerer abbaubar und am Fahnenrand noch nachweisbar. Der dominierende PAK am Fahnenrand ist Acenaphthen.

NSO-Heterozyklen

Für die NSO-Heterozyklen existiert weder eine Substanzliste noch eine einheitliche Methode zur Analytik die generell an teerölkontaminierten Standorten Anwendung findet. Vorschläge für prioritäre NSO-HET sind in verschiedenen Substanzlisten veröffentlicht [KERN et al (2007), WERNER et al (2008), BLOTEVOGEL et al (2008), BLUM et al (2011)]. Das in der Ringstruktur enthaltende Stickstoff-, Schwefel oder Sauerstoffheteroatom verleiht den Heterozyklen eine höhere Polarität. Die damit verbundene höhere Mobilität bewirkt in einigen Fällen, dass NSO-HET eine flächenmäßig weitere Ausbreitung in der Schadstofffahne haben können als die der routinemäßig untersuchten PAK [MÜLLER et al (2013)]. Die Felddaten der vorliegenden Studie zeigen die Relevanz der NSO-Heterozyklen an allen untersuchten Standorten auf (siehe z.B. die Ausbreitung der sauerstoffhaltigen Heterozyklen im November 2011 (Abbildung 23) im Vergleich zur Ausbreitung der PAK (Abbildung 20)).

N-HET

Chinolin und einige einfach methylierten Chinoline sind sehr gut mikrobiologisch abbaubar und damit Indikatoren für Schadensherdnähe (Ausnahme: 2-Methylchinolin). Carbazol ist in vielen Messstellen dominierend und auch am Fahnenrand häufig zu messen. 2,4- und 2,6-Dimethylchinolin sind ebenfalls schwer abbaubar und nachweisbar am Fahnenrand.

S-HET

Die schwefelhaltigen Heterozyklen werden deutlich schlechter abgebaut als die sauerstoff- bzw. stickstoffhaltigen Heterozyklen. Vor allem Benzothiophen findet sich häufig im Schadensherd in hohen Konzentrationen. Methylierte S-Heterozyklen (z. B. 3- und 5-Methylbenzothiophen sowie 2- und 3-Methylthiophen) sowie vereinzelt Dibenzothiophen wurden auch am Fahnenrand nachgewiesen.

O-HET

Benzofuran und Dibenzofuran sind gut mikrobiologisch abbaubar und zeigen eine direkte Nähe zum Schadensherd an. 2- und 3-Methylbenzofuran, sowie 2-Methyldibenzofuran sind deutlich schlechter abbaubar und reichern sich relativ am Fahnenrand an.

4.4 Einfluss des Oberflächengewässers auf Schadstoffkonzentrationen und Redoxparameter

4.4.1 Wöchentliches Monitoring von Schadstoffen und ausgesuchten Redoxparametern an rheinnahen Grundwassermessstellen

Ein Schwerpunkt des Forschungsprojektes war, die Auswirkungen der instationären Verhältnisse am Standort auf das Verhalten der Schadstoffe und die Redoxbedingungen zu untersuchen. Hierfür wurden fünf rheinnah gelegene Messstellen ausgewählt und wöchentlich beprobt (GWM 11, GWM 15, GWM 17, GWM 18, GWM 20). Die Lage der Messstellen ist Abbildung 3 zu entnehmen. Im Zuge dieser wöchentlichen Probenahmen wurden im Feld Sauerstoffkonzentration, Leitfähigkeit, Redoxpotential, Temperatur und pH-Wert des Grundwassers gemessen. Im Labor wurden neben den organischen Schadstoffgehalten auch die Konzentrationen von Chlorid, Sulfat, Nitrat, Nitrit, Phosphat und Eisen(II) bestimmt. Untersuchungen am Standort zeigten, dass die Grundwasserfließrichtung sich in Abhängigkeit zum Rheinpegel ändert [SCHÄFER (2013)]. Untersucht wurde im Rahmen der hier beschriebenen Versuchsreihe, ob sich mit der Fließrichtung auch die Redoxverhältnisse im Grundwasserleiter ändern, ob zum Beispiel Sauerstoff oder andere Elektronenakzeptoren mit dem Rheinwasser in den Grundwasserleiter transportiert werden, und wie sich die instationären Fließverhältnisse auf die Schadstoffkonzentrationen auswirken.

Schadstoffkonzentrationen und Rheinpegel

Abbildung 28 zeigt die Schadstoffkonzentrationen in Abhängigkeit zum Rheinpegel, exemplarisch dargestellt am Beispiel der Grundwassermessstelle GWM 15. Die Schadstoffkonzentrationen steigen von April bis Mitte Mai 2011 stark an, während der Rheinpegel in dieser Zeit stetig fällt. Ab Mitte Mai 2011 steigt der Rheinpegel und die Schadstoffkonzentrationen gehen zurück. Der Rheinpegel bleibt von einigen Schwankungen abgesehen im Juli 2011 auf hohem Niveau. In diesem Zeitraum werden niedrigere Konzentrationen von BTEX, PAK und NSO-HET gemessen. Ab Anfang August sinkt der Rheinpegel kontinuierlich und die Schadstoffkonzentrationen steigen wieder an. Durch die wöchentlichen Probenahmen konnte der Zusammenhang zwischen Rheinpegel und Schadstoffkonzentrationen klar aufgezeigt werden.

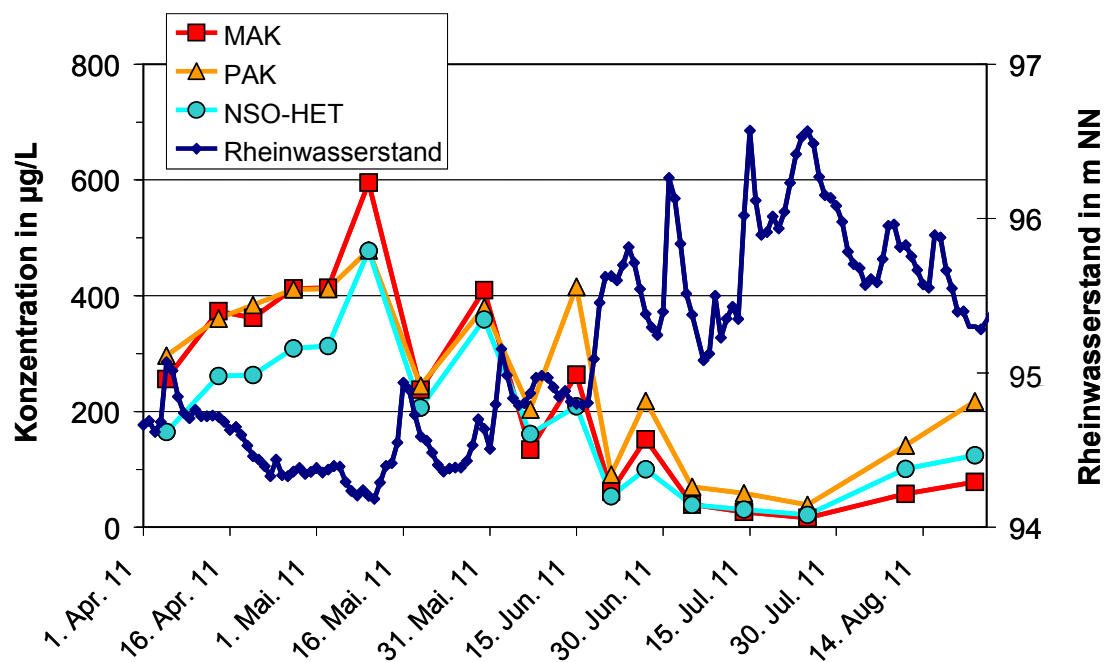


Abbildung 28: Veränderung der Schadstoffkonzentrationen in Abhängigkeit zum Rheinpegel: Anstieg der Schadstoffkonzentrationen bei sinkendem, Rückgang der Schadstoffgehalte bei steigendem Rheinpegel

Nitratkonzentrationen und Rheinpegel

Die Nitratwerte im Grundwasser der beprobten Messstelle GWM 15 schwanken zwischen Werten von kleiner 0,5 mg/L (Bestimmungsgrenze) und 4,5 mg/L (Abbildung 29). Hierbei ist im Zeitraum von April 2011 bis Mitte Mai 2011 keine deutliche Korrelation mit dem Rheinpegel erkennbar. Die Nitratwerte steigen in diesem Zeitraum sprunghaft an. In diesem Zeitraum steigen auch die Schadstoffgehalte, daher wäre ein schneller Verbrauch des Elektronenakzeptors Nitrat zu erwarten gewesen. Mit steigendem Rheinpegel und sinkenden Schadstoffgehalten sind zwischen 0,5 und 3 mg/L Nitrat im Grundwasser nachweisbar. Die Nitratgehalte im Oberrhein schwankten im Jahr 2011 zwischen 4,7 und 9,3 mg/L (Tabelle 29, Anhang 9.5). Nitrat könnte also über den Rhein eingetragen werden, steht dann als Elektronenakzeptor für den Schadstoffabbau zur Verfügung und wird schnell umgesetzt (Abbildung 29).

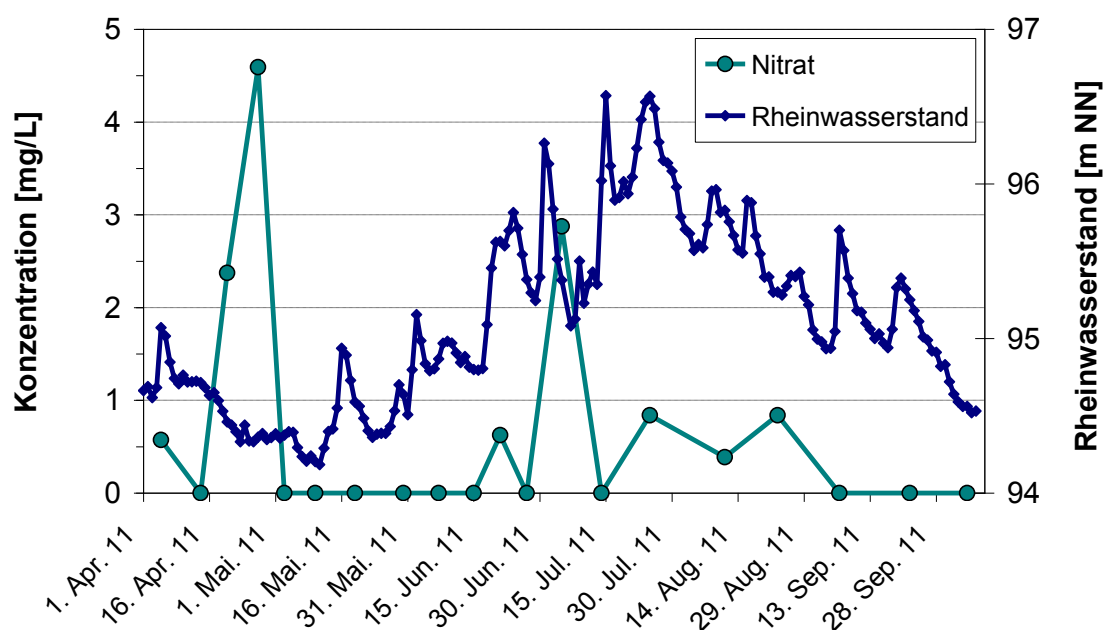


Abbildung 29: Nitratkonzentrationen im Grundwasser der Messstelle GWM 15 in Abhängigkeit zum Rheinpegel. Eintrag von Nitrat im Rahmen steigender Rheinpegel im Zeitraum Juni bis September 2011

Sulfatkonzentrationen und Rheinpegel

Anhand der Sulfatkonzentrationen ist die Korrelation mit dem Rheinpegel deutlich zu sehen. Mit fallendem Rheinpegel und steigenden Schadstoffgehalten nimmt die Sulfatkonzentration ab, was auf aktive Sulfatreduktion hinweist (Abbildung 30). Mit steigendem Rheinpegel werden zunehmend höhere Sulfatkonzentrationen gemessen. Das Sulfat kann hierbei sowohl aus dem Rhein selbst stammen als auch aus dem durchströmten Sediment, zum Beispiel aus dem Füllmaterial des Deiches. Die im Rhein gemessenen Sulfatkonzentrationen lagen im Jahr 2011 zwischen 19,5 und 33 mg/L (Tabelle 29, Anhang 9.5), bei influenten Grundwasserfließbedingungen ist demnach ein Eintrag aus dem Rhein in den Grundwasserleiter möglich.

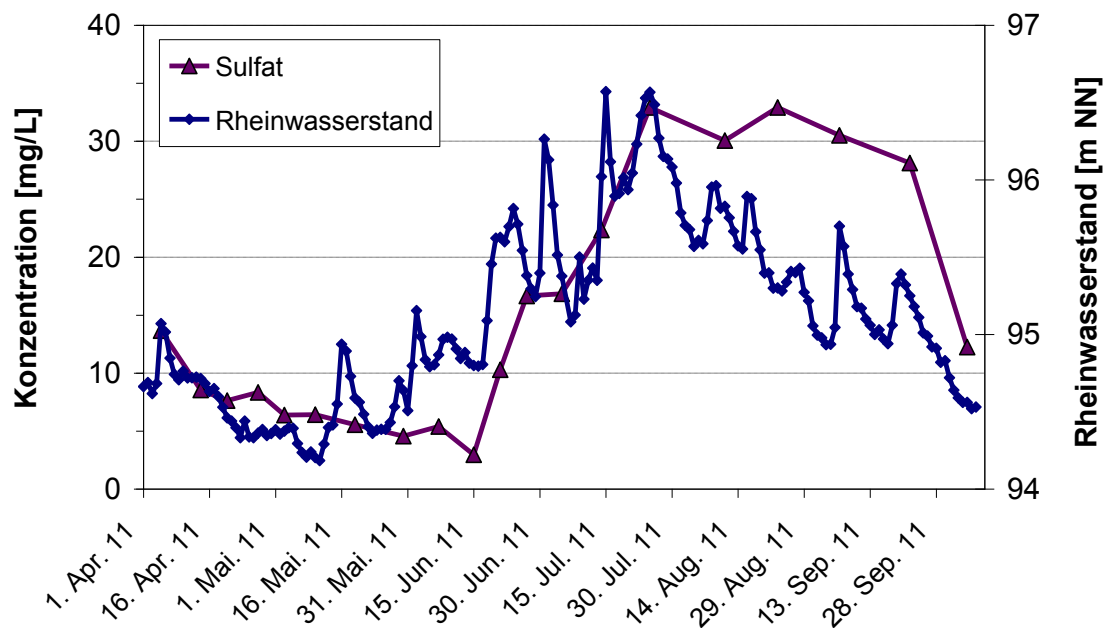


Abbildung 30: Sulfatkonzentrationen im Grundwasser der Messstelle GWM 15 in Abhängigkeit zum Rheinpegel

Anhand der wöchentlich im Grundwasser der Messstelle GWM 15 gemessenen Schadstoffkonzentrationen und Ionen wird deutlich, dass der Grundwasserleiter rheinnah stark durch das nahe Oberflächengewässer beeinflusst wird. Durch diese Anbindung kann die Verfügbarkeit der Elektronenakzeptoren Nitrat oder Sulfat begünstigt werden.

4.4.2 Multiparameter Grundwassermesssonde

Das Ziel der wöchentlichen Messreihe war insbesondere zu klären, ob sich ein Einfluss des Rheinpegels auf die Redoxparameter feststellen lässt. Im Feld wurden hierfür Sauerstoffgehalt, Redoxpotential, Leitfähigkeit und pH-Wert gemessen. Im Rahmen der wöchentlichen Messungen lassen sich zwar Schwankungen der Vor-Ort-Parameter Sauerstoffgehalt und Redoxpotential feststellen, es ergibt sich aber keine direkte Korrelation zum Rheinpegel. Um detaillierte Kenntnisse der Redoxvorgänge im rheinnahen Grundwasserbereich zu gewinnen, wurde daher in die rheinnahe Messstelle GWM 17 (Lage der Messstelle: Abbildung 3) eine Multiparametermesssonde eingebaut. Diese zeichnete über den Zeitraum von zwei Jahren den Grundwasserstand (Höhe der Wassersäule über der Sonde), die Sauerstoffkonzentration, den pH-Wert, das Redoxpotential und die Leitfähigkeit auf. Die Ergebnisse sind in den folgenden Abbildungen dargestellt.

Abbildung 31 zeigt die Messwerte der Sonde im Zeitraum von September 2011 bis August 2012. Deutlich zu sehen ist der stark schwankende Wasserstand in der Messstelle (in dunkelblau auf der rechten y-Achse dargestellt). Auffällig sind vor allem die Zeiträume, in denen der Grundwasserstand ansteigt, zum Beispiel von Dezember 2011 bis Februar 2012 oder von April bis Juni 2012. In dieser Zeit sind alle gemessenen Parameter von erheblichen Schwankungen geprägt und es kommt zu einem messbaren Sauerstoffeintrag in den Grundwasserleiter. Die Messwerte von Sauerstoff und Redoxpotential lassen sich hier sehr gut korrelieren: steigt der Sauerstoffgehalt, kommt es zu einer Erhöhung des Redoxpotentials. Auch die Leitfähigkeit und der pH-Wert zeigen zum Teil starke Schwankungen, wenn der Wasserstand in der Messstelle sich ändert. Im Zeitraum von Februar 2012 bis April 2012 ist der Grundwasserstand relativ stabil. In diesem Zeitraum sind auch die gemessenen Werte relativ konstant.

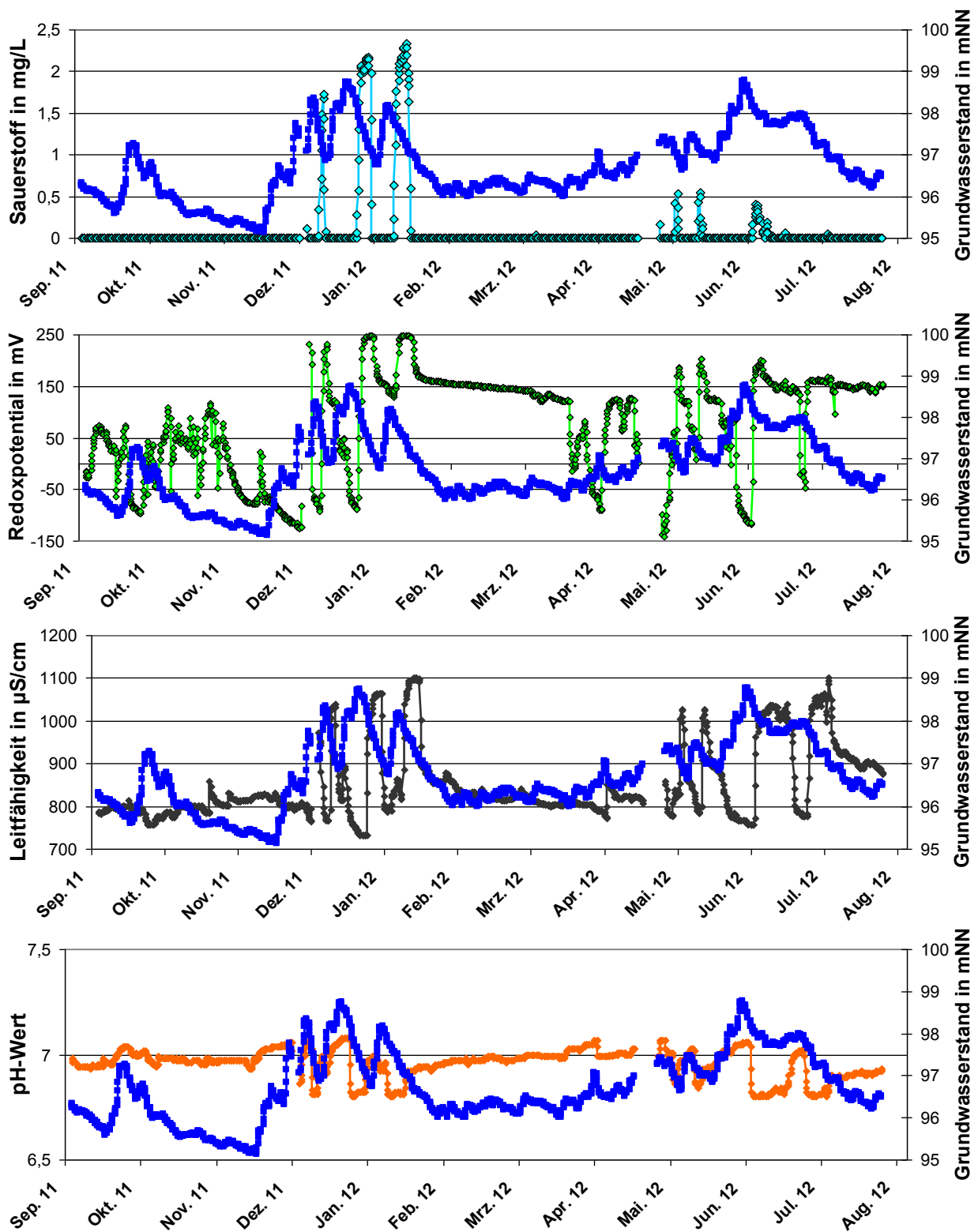


Abbildung 31: Einfluss des Grundwasserpegels (dunkelblau) auf Sauerstoffkonzentration (hellblau), Redoxpotential (grün), Leitfähigkeit (schwarz) und pH-Wert (orange) im Grundwasser der Messstelle GWM 17 (September 2011 bis August 2012)

Die aufgezeichneten Konzentrationen zeigen deutliche Einträge von Sauerstoff im betrachteten Zeitraum. Die zeitlich höhere Auflösung in Abbildung 32 zeigt den wiederholten Eintrag von Sauerstoff und die damit verbundene Änderung des Redoxpotentials im Grundwasser der Messstelle.

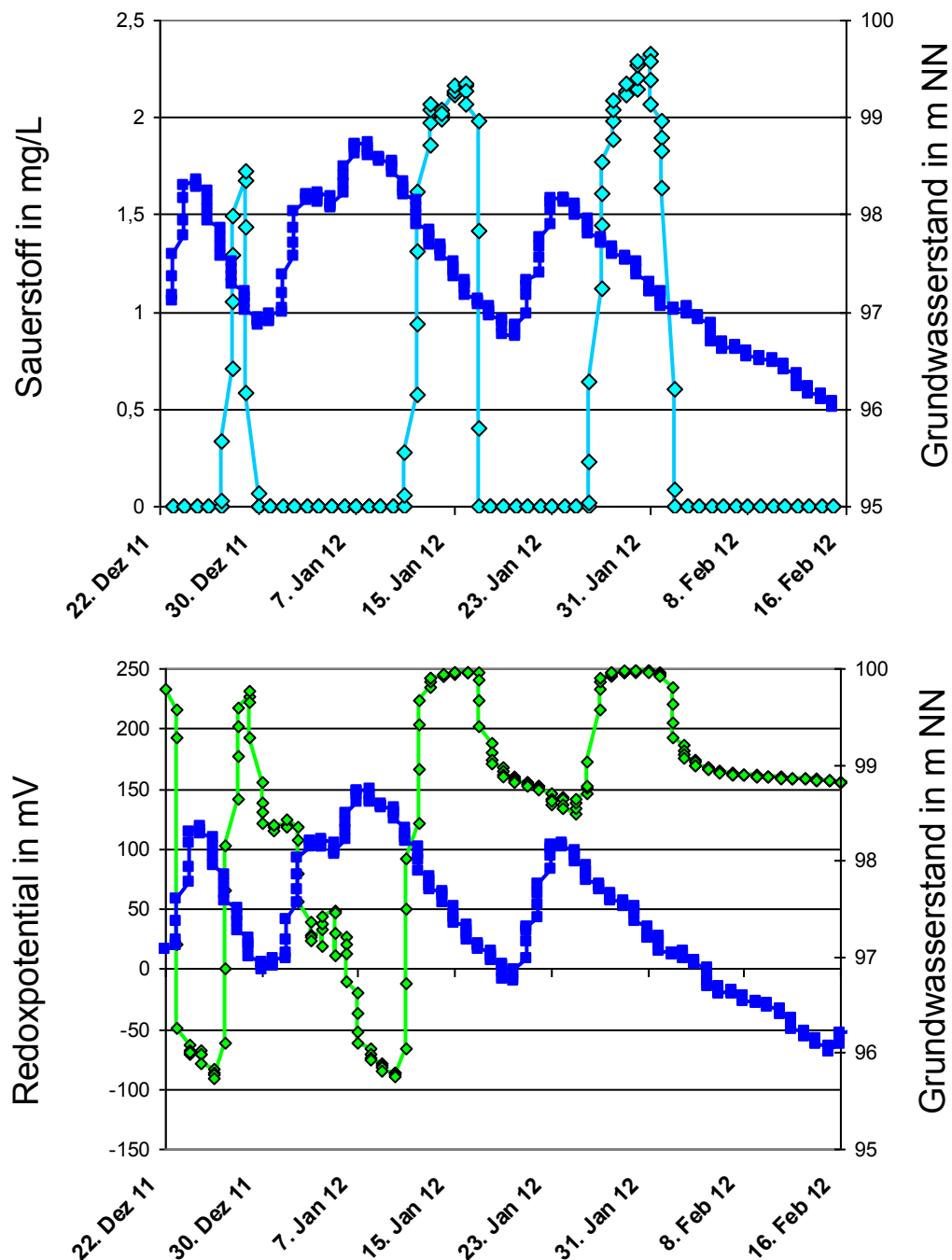


Abbildung 32: Einfluss des Grundwasserstandes (dunkelblau) auf Sauerstoffkonzentration (hellblau) und Redoxpotential (grün) im Grundwasser der Messstelle GWM 17 (Dezember 2011 bis Februar 2012)

Insgesamt belegen die Ergebnisse die temporäre Verfügbarkeit des Elektronenakzeptors Sauerstoff. Analog zu den Sauerstoffeinträgen ändert sich auch das Redoxpotential. Die in Abhängigkeit zum Grundwasserstand aufgetragenen Sauerstoffkonzentrationen verdeutlichen, dass ein Eintrag insbesondere innerhalb eines bestimmten Grundwasserschwankungsbereichs auftritt und nicht linear mit dem Wasserstand ansteigt (Abbildung 33).

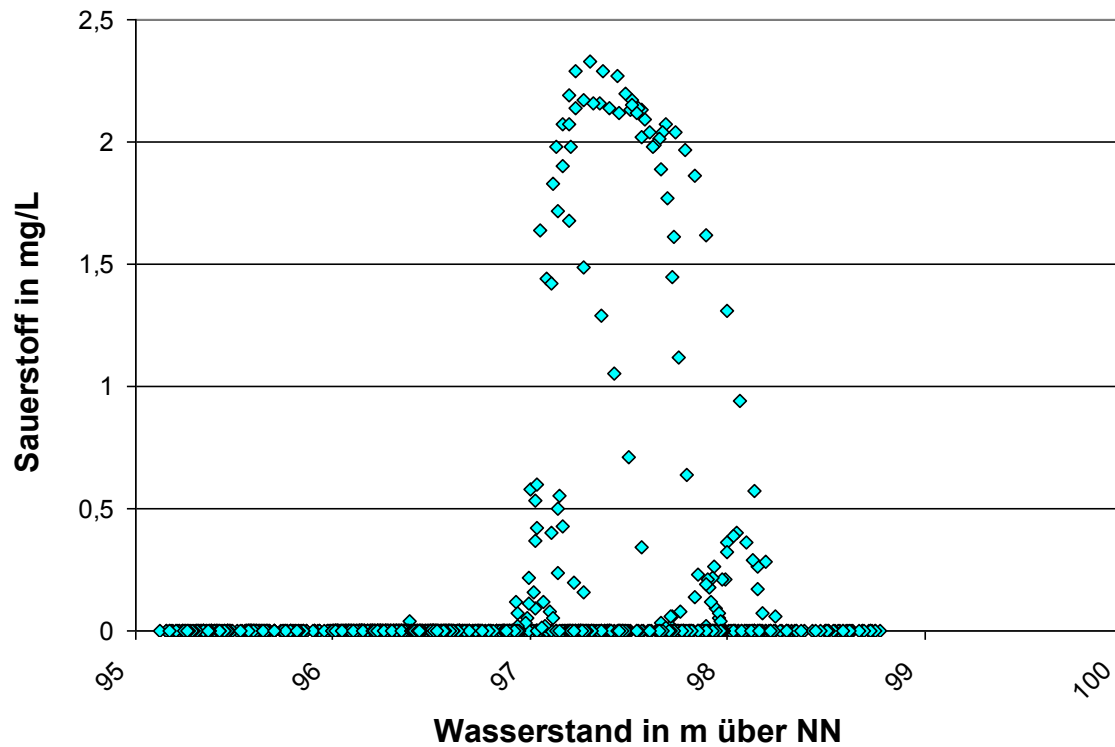
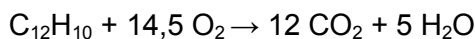


Abbildung 33: Einfluss des Wasserpegels auf den Sauerstoffgehalt im Grundwasser der Messstelle GWM 17 (September 2011 bis August 2012)

Auch während eines starken Hochwasserereignisses im Jahr 2013 (Daten nicht gezeigt) wird kein Sauerstoff in der Messstelle nachgewiesen. In diesem Zeitraum steigt der Wasserstand in der Messstelle um 2,5 m an, aber es wird kein Sauerstoff gemessen und das Redoxpotential sinkt deutlich. Eine Erklärung hierfür könnte sein, dass der extrem hohe Wasserstand das Grundwasser in die tonig-schluffigen Deckschichten des Grundwasserleiters drückt. Diese Schichten enthalten wesentlich mehr organisches Material als die grundwasserführenden Kiese und Sande. Beim Kontakt mit diesem Material, könnte der Sauerstoff schnell verbraucht bzw. für Umsetzungen genutzt werden. Eine andere Möglichkeit ist, dass bei extremen Hochwasserereignissen sehr viel mehr organisches Material vom Fluss aufgewühlt, transportiert und auch in den Grundwasserleiter eingetragen wird. Beim Abbau dieser organischen Substanz wird der Sauerstoff dann schnell verbraucht.

4.4.3 Massenbilanz

Im Rahmen des Forschungsprojektes wurde mittels der erhobenen Felddaten ein Grundwassermodell erstellt [SCHÄFER (2013)]. Anhand dieses Transportmodells kann eine abschätzende Massenbilanzierung zum Sauerstoffangebot für den aeroben Schadstoffabbau im Bereich des rheinnahen Grundwasserleiters vorgenommen werden. Unter der Annahme eines mittleren Sauerstoffgehalts im infiltrierenden Rheinwasser und einer Fahnenbreite von 400 m wird für einen Modellzeitraum von Oktober 2010 bis April 2013 ein Sauerstoffeintrag von 4.700 kg Sauerstoff in den Grundwasserleiter abgeschätzt. Die im Rahmen der Modellkalibrierung ermittelte Acenaphthenbelastung betrug für den Modellzeitraum 42,6 g/d x 940 d = 40 kg. Auf Basis der stöchiometrischen Betrachtung der mikrobiellen Acenaphthenoxidation



werden zur Oxidation der im Modellzeitraum freigesetzten 40 kg Acenaphthen 120 kg O₂ (ca. 3 g O₂ / g Schadstoff) verbraucht. Neben Acenaphthen wurden sechs weitere Schadstoffe im Modell betrachtet. Die Gesamtfreisetzung aller sieben Modellspezies (Naphthalin, Acenaphthen, Benzol, Benzothiophen, Dibenzofuran, Carbazol und 2-Methyldibenzofuran) beträgt laut Modell 169 g/d bzw. 159 kg im Modellzeitraum. Für die Oxidation der übrigen Schadstoffe kann näherungsweise die gleiche Stöchiometrie wie für die Acenaphthenoxidation angesetzt werden (3 g O₂ / g Schadstoff). Daraus ergibt sich ein O₂-Bedarf für die Oxidation sämtlicher betrachteter Modellspezies von 476 kg O₂. Für einige der betrachteten Schadstoffe (Naphthalin, Benzol, Benzothiophen, Dibenzofuran) läuft laut Modell ein anaerober Abbau ab, so dass diese Schadstoffe die rheinnahen Bereiche mit aerober Oxidation gar nicht in vollem Umfang erreichen. Mithilfe der im Modell gewählten sieben Schadstoffe wird nur ein Teil der gesamten Schadstofffracht aus dem ehemaligen Gaswerksgelände erfasst. Aus den Schadstoffanalysen an den einzelnen Messstellen kann jedoch abgeleitet werden, dass die im Modell betrachteten Schadstoffe mindestens ca. 25 % der gesamten organischen Schadstofffracht ausmachen. Hieraus kann orientierend eine maximale Gesamtfracht an organischen Schadstoffen von 169 g/d * 4 = 676 g/d bzw. 636 kg im Modellzeitraum abgeleitet werden. Zur vollständigen Oxidation der gesamten Schadstofffracht ergibt sich bei Annahme einer vergleichbaren Stöchiometrie ein Sauerstoffbedarf von 1.908 kg. Dies ist immer noch deutlich weniger, als die Sauerstofffracht, die laut den Modellberechnungen über die Infiltration von sauerstoffhaltigem Rheinwasser zur Verfügung steht. Nach dem Modell ist daher die aus der Infiltration von Rheinwasser im Modellzeitraum zur Verfügung stehende Sauerstofffracht ausreichend, um die Oxidation der aus dem ehemaligen Gaswerksgelände freigesetzten organischen Schadstoffe im Grundwasserleiter zu gewährleisten [SCHÄFER (2013)].

5 Ergebnisse und Diskussion der Laborversuche zum Schadstoffabbau

Um den mikrobiologischen Schadstoffabbau unter definierten Bedingungen im Labormaßstab zu untersuchen, wurden Mikrokosmenuntersuchungen unter verschiedenen Redoxbedingungen mit Grundwasser des Standorts Gaswerk Germersheim durchgeführt (Tabelle 2). Detailliert werden im Folgenden die Ergebnisse der Labormikrokosmen unter wechselnden (eisen(III)reduzierend / aerob) Bedingungen dargestellt. Das Grundwasser hierfür stammte aus der Messstelle GWM 15 (Abbildung 5). Die Ergebnisse aller Abbauprobversuche unter verschiedenen Redoxbedingungen und mit unterschiedlichen Schadstoffkonzentrationen sind jeweils am Ende jedes Unterkapitels in Tabellen aufgelistet.

5.1 Sauerstofftoleranz anaerober Bakteriengruppen

Zunächst wurde die Sauerstoffverträglichkeit verschiedener anaerober Bakteriengruppen untersucht. Aus anaeroben Versuchsansätzen wurden Proben entnommen und mittels MPN-Tests sowohl eisen(III)- als auch sulfatreduzierende Bakteriengruppen nachgewiesen (Tabelle 14).

Tabelle 14: Nachweis von eisen(III)- und sulfatreduzierenden Bakterien nach Kontakt mit Sauerstoff: + → positiver Nachweis, - → Nachweis < Bestimmungsgrenze (BG: 6,6 Zellen/mL) [verändert nach SCHNEIDER (2013)]

Versuchsdauer in Tagen	Nachweis von eisen(III)- reduzierenden Bakterien	Nachweis von eisen(III)- reduzierenden Bakterien	Nachweis von sulfat- reduzierenden Bakterien	Nachweis von sulfat- reduzierenden Bakterien	Versuchsbedingungen
	Ansatz I	Ansatz II	Ansatz I	Ansatz II	
1	+	+	+	+	anaerob
2	+	+	-	-	aerob
3	+	+	-	-	aerob
7	+	+	-	-	anaerob
26	+	+	-	-	anaerob
47	+	+	-	-	anaerob
67	+	+	-	-	anaerob

Nach einer Kontaktzeit mit Luftsauerstoff von 48 Stunden, waren keine sulfatreduzierenden Bakterien mehr nachweisbar, eine Regeneration der Bakterien lässt sich auch nach

67 Versuchstagen nicht erkennen. Eisen(III)reduzierende Bakterien lassen sich über die gesamte Versuchsdauer hinweg nachweisen (Tabelle 14).

Diese Unterschiede in der Sauerstofftoleranz der Bakteriengruppen werden auch anhand des Verlaufs im Abbauversuch deutlich. In Abbildung 34 sind die Zellzahlen der sulfatreduzierenden sowie der eisen(III)reduzierenden Bakteriengruppen aufgetragen. Zusätzlich sind die Konzentrationen von Sulfat, Eisen(II) und Sauerstoff gezeigt. Die Sulfatkonzentrationen bleiben über den Versuchsverlauf relativ konstant, eine Abnahme der Konzentration ist nicht nachweisbar, auch entsteht kein Sulfid wie bei der Respiration von Sulfat zu erwarten wäre. Sulfatreduzierende Bakterien sind über die anaerobe Inkubationsdauer durchgängig nachweisbar. Die Zellzahlen pro mL sind allerdings gering und oft nur knapp oberhalb der Bestimmungsgrenze. Nach der Zugabe von Luftsauerstoff an Versuchstag 310 und der Etablierung aerober Versuchsbedingungen sind keine sulfatreduzierenden Bakterien mehr nachweisbar.

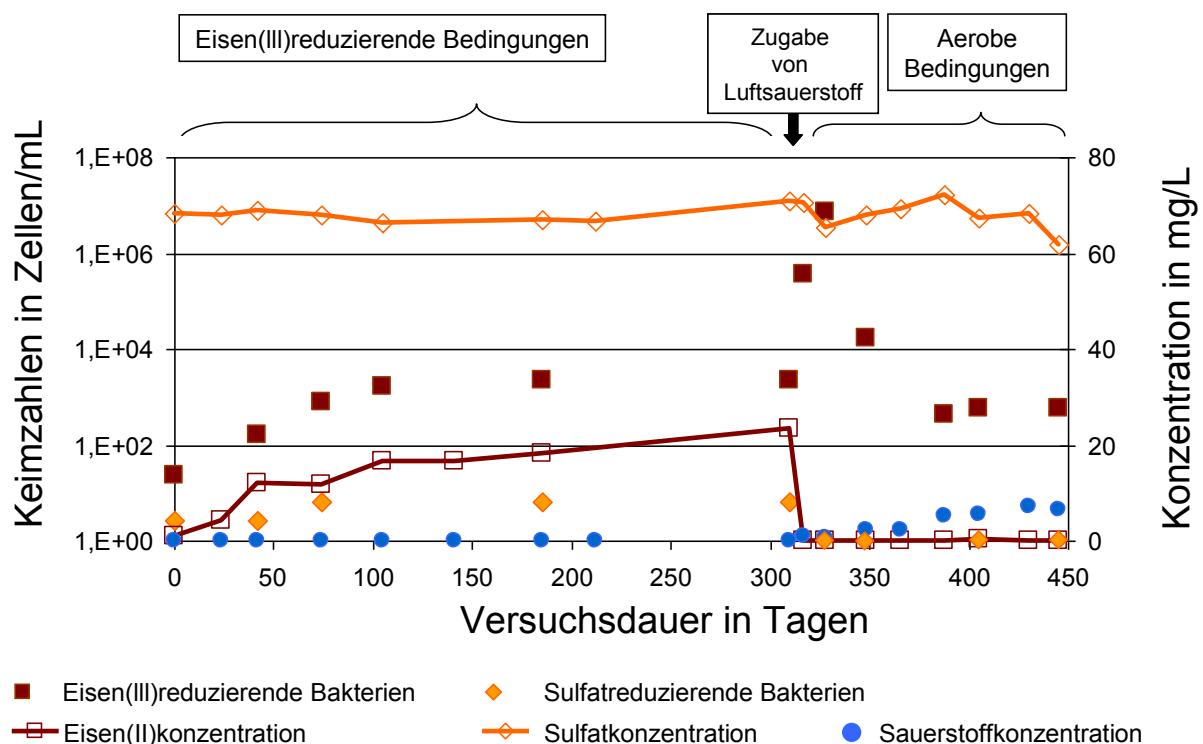


Abbildung 34: Zellzahlen von eisen(III)- und sulfatreduzierenden Bakterien, sowie Eisen(II)-, Sulfatkonzentration und Sauerstoffkonzentrationen

Anders verhält es sich mit den eisen(III)reduzierenden Bakterien deren Zellzahlen pro mL bei Versuchsbeginn deutlich zunehmen. Nach der Zugabe von Luftsauerstoff erfolgt nochmals eine deutliche Zunahme der Zellzahlen dieser Bakteriengruppe. Unter den aeroben Bedingungen ab Versuchstag 350 bis zum Versuchsende sind durchgängig ähnliche Zellzahlen pro mL nachweisbar wie während der eisen(III)reduzierenden Bedingungen der ersten Versuchsphase (Abbildung 34). Auch der Anstieg der Eisen(II)konzentration in der

anaeroben Versuchsphase spricht für aktive Eisen(III)reduktion. Nach Zugabe von Luftsauerstoff geht die Eisen(II)konzentration sofort zurück und bleibt während der aeroben Versuchsphase unterhalb der Nachweisgrenze.

Die Sauerstofftoleranz anaerober Bakterien ist bereits seit langem ein wichtiges Forschungsgebiet der Mikrobiologie [LOESCHE (1969)]. Die Biozönose der in Boden und Grundwasser lebenden Mikroorganismen ist an bestimmte Stoffwechselbedingungen wie Nährstoffverfügbarkeit, Temperatur oder Redoxpotential angepasst. Die Bakterien können auf sich verändernde Bedingungen in ihrer Nähe reagieren, innerhalb der Grenzen ihrer physiologischen Toleranz. Versuche mit Bodenmaterial und wechselnden Redoxbedingungen ergaben eine signifikant höhere Anzahl aktiver Bakterien als die unter statischen, anaeroben Bedingungen inkubierten Vergleichsversuche [DEANGELIS et al (2010)]. Es erscheint plausibel, dass in einer Umwelt mit instationären Bedingungen Mikroorganismen im Vorteil sind, welche ein erweitertes Stoffwechselspektrum haben und beispielsweise auf unterschiedliche Elektronenakzeptoren ausweichen können. Im Hinblick auf die Konkurrenz zwischen verschiedenen anaeroben Bakteriengruppen scheinen diejenigen begünstigt, welche Eisen(III) als terminalen Elektronenakzeptor nutzen können. Bei Verfügbarkeit von dreiwertigem Eisen werden Sulfatreduktion und Methanproduktion inhibiert [LOVELEY et al (1987)]. Im Fall der in vorliegender Studie mittels MPN untersuchten anaeroben Bakteriengruppen, scheinen die nachgewiesenen eisen(III)reduzierenden Bakterien gegenüber den Sulfatreduzierern im Vorteil zu sein (Tabelle 14), denn nach der Sauerstoffexposition sind keine sulfatreduzierenden Bakterien mehr nachweisbar. Die Anpassung an instationäre Bedingungen setzt voraus, dass die Bakterien zumindest für eine gewisse Zeit Sauerstoff tolerieren. Hierfür muss sich die Zelle insbesondere vor den bei der Reduktion von Sauerstoff entstehenden Sauerstoffradikalen schützen. Ein wichtiges Enzym bei der Entfernung von Sauerstoffradikalen ist die Superoxidperoxidase. ROLFE et al (1978) belegten einen Zusammenhang zwischen Sauerstofftoleranz von Bakterien und der Aktivität dieses Enzyms in vielen Fällen. Die Fähigkeit, unter Sauerstoffeinfluss zu überleben, ist bei vielen anaeroben Bakterien ausgeprägt. Neben der Superoxidperoxidase werden hierzu weitere Enzyme synthetisiert wie zum Beispiel Superoxidreduktase, Superoxiddismutase oder NADH-Oxidase, um eine schädigende Wirkung von Sauerstoff auf die Zellen zu verhindern [LIN et al (2004)]. Die Bakterien können zwar häufig während der Sauerstoffexposition nicht wachsen, aber sie überleben und sind bei einer Änderung zu anaeroben Bedingungen schnell im Vorteil.

Sulfatreduzierende Bakterien gewinnen die für Wachstum und andere Stoffwechselaktivitäten nötige Energie durch Kopplung der Oxidation organischer Substanzen oder molekularen Wasserstoffs mit der Reduktion von Sulfat. Sie sind weit verbreitet in anaeroben Lebensräumen und spielen eine bedeutende Rolle sowohl im Kohlenstoff- als auch im

Schwefelkreislauf [MUYZER et al (2008)]. Bei der Reduktion von Sulfat entstehen Schwefelwasserstoff oder Sulfid, welches je nach pH-Wert in Lösung vorliegen, aber auch zum Beispiel in Form von diversen Metallsulfiden ausfallen kann. Als Elektronendonoren können verschiedene Kohlenwasserstoffe, Alkohole oder niedermolekulare organische Substanzen dienen. Unter den sulfatreduzierenden Bakterien gibt es strikt anaerobe Vertreter. Viele der sulfatreduzierenden Bakterien tolerieren und nutzen Sauerstoff jedoch bis zu einem gewissen Grad. Es sind Bakterienarten beschrieben, welche eine Sauerstoffexposition für einige Tage überleben [MARSCHALL et al (1993)]. Andere Arten sind in der Lage Sauerstoff zu Wasser zu reduzieren und so dem Sauerstoffstress zu entgehen. Neben der Reduktion von Sauerstoff wurde auch die Fähigkeit zur Reduktion von Nitrat bei bestimmten sulfatreduzierenden Bakterien beobachtet. Beide Prozesse finden allerdings nur bei sehr geringen Sauerstoffkonzentrationen statt [DILLING et al (1990), CYPIONKA (2000)]. Diese Mechanismen schützen die Bakterien vor der Einwirkung von Sauerstoff. Zwar wird ATP gebildet, ein Wachstum der Bakterien mit Sauerstoff als Elektronenakzeptor findet jedoch nicht statt. LIN et al (2004) hingegen beschreiben das Wachstum eines sulfatreduzierenden Bakteriums mit Sauerstoff als alleinigem Elektronenakzeptor. In genannter Studie durfte die Sauerstoffkonzentration ein bestimmtes Maß nicht überschreiten (10% im Headspace). Weitere Schutzmechanismen anaerober Bakterien sind z. B. das aktive Ausweichen in anoxische Zonen, negative Aerotaxis und Aggregation der Organismen [CYPIONKA (2000)]. Sulfatreduzierende Bakterien reagieren unterschiedlich auf eine Exposition von Sauerstoff und tolerieren Sauerstoff unterschiedlich gut. *Desulfovibrio desulfuricans* überleben eine 24-stündige Sauerstoffexposition gut, bei längerer Exposition sind Laktatumssetzung und Schwefelwasserstoffproduktion drastisch gestört. Auch für andere Bakterienarten werden deutliche Einbußen von Mobilität und Stoffwechselaktivität beobachtet, wenn die Sauerstoffkonzentration eine bestimmte Konzentration überschreitet. KJELSEN et al (2004) untersuchten die Sauerstofftoleranz sulfatreduzierender Bakterien im Belebtschlamm und belegten Stoffwechselinaktivität während der Sauerstoffexposition, jedoch keine endgültige und irreversible Schädigung der Zellen. Auch morphologische Konsequenzen einer Sauerstoffexposition werden beschrieben. So kommt es in der Gattung *Desulfovibrio* zur Ausbildung atypisch verlängerter Zellen unter Sauerstoffstress [DOLLA et al (2006)]. Verschiedene Schlüsselenzyme im Stoffwechsel sulfatreduzierender Bakterien reagieren mit Sauerstoff, da sie in reduzierter Form vorliegen. Die toxische Wirkung von Sauerstoff auf sulfatreduzierende Bakterien beruht auf der Sensitivität dieser Enzyme, die durch den Sauerstoff inaktiviert werden. Die Energieausbeute bei der Nutzung von Sauerstoff als Elektronenakzeptor ist dennoch hoch für die beteiligten Bakterien. Daher werden geringe Konzentrationen von Sauerstoff schnell umgesetzt, ebenso wird Nitrat, wenn vorhanden, bevorzugt umgesetzt und dann Sulfat als Elektronenakzeptor genutzt [BAUMGARTNER et al (2006)]. Einige sulfatreduzierende Bakterien (z. B. *Desulfuromonas acetoxidans*) können

neben Sulfat auch Eisen(III) als Elektronenakzeptor nutzen und mit Eisen(III) als alleinigem Elektronenakzeptor wachsen. Bei anderen sulfatreduzierenden Bakterien findet zwar eine enzymatische Umsetzung von Eisen(III) statt, aber kein Wachstum [CACCAVO et al (1994)]. Wachstum des sulfatreduzierenden Bakteriums *Desulfotomaculum reducens* wurde außer mit Eisen(III) auch durch Reduktion anderer Metalle wie Cr(VI), U(VI), Mn(IV) nachgewiesen [TEBO et al (1998)].

Eisen(III)reduzierende Mikroorganismen koppeln die Reduktion von dreiwertigen Eisen-species mit der Oxidation organischer Säuren, Alkohole, Wasserstoff oder aromatischer Kohlenstoffverbindungen für Energiegewinn und Wachstum. Bei der Verwendung von Eisen(III) als Elektronenakzeptor ist die Löslichkeit der beteiligten Eisen(III)species ein entscheidender Faktor für die Verfügbarkeit aber auch für die Energieausbeute (Tabelle 1). Huminstoffe im Wasser können als eine Art Elektronenshuttle zwischen schwerlöslichen Eisenhydroxiden und Mikroorganismen zu einer besseren Verfügbarkeit des dreiwertigen Eisens führen. Huminstoffe sind biologisch schwer abbaubare Stoffe natürlicher Herkunft. Als Abbauprodukt von Pflanzen oder Endprodukt biologischer Vorgänge enthalten sie eine Vielzahl von hochmolekularen organischen Verbindungen [SONTHEIMER et al (1986)]. Die Huminstoffe stimulieren die Reduktion von Eisen(III), das in die Struktur von Tonmineralen, kristallinen Eisen(III)oxiden, Goethit und Hämatit eingebaut ist. Sie beschleunigen die Elektronenübertragung zwischen eisen(III)reduzierenden Mikroorganismen und Eisen(III) und ermöglichen so die Reduktion von Eisenmineralen welche in Abwesenheit von Huminstoffen nicht durch eisen(III)reduzierende Mikroorganismen reduziert werden [LOVLEY et al (1998)]. Anaerobe Mikroorganismen können demnach mit Hilfe von Huminstoffen Eisen(III) effektiver für den Abbau nutzen [ROYER et al (2002)]. SAGNER (2009) konnte diesen stimulierenden Effekt durch Zugabe von Huminstoffen bestätigen.

Um die Verfügbarkeit von Eisen(III) als Elektronenakzeptor zu erhöhen, haben bestimmte Mikroorganismen auch weitere Strategien entwickelt. Eisen(III)reduzierende Mikroorganismen sind beispielsweise in der Lage Riboflavin zu synthetisieren, welches ebenfalls als Elektronenshuttle genutzt werden kann. Durch Abgabe von Riboflavin in das umgebende Medium wird ein Gradient zwischen der Zelle und dem Eisenpartikel aufgebaut, welcher chemotaktische Bewegungen zum Eisenpartikel ermöglicht [LI et al (2012)]. Es ist davon auszugehen, dass eisen(III)reduzierende, ähnlich wie die sulfatreduzierenden Bakterien, erdgeschichtlich bereits früh entstanden sind und zunächst nicht an Sauerstoffexposition angepasst waren [LONERGAN et al (1996)]. Ob bei eisen(III)reduzierenden Bakterien tatsächlich eine höhere Sauerstofftoleranz vorliegt, wie die Ergebnisse des Versuchs in dieser Studie nahelegen, kann allerdings nicht mit Sicherheit festgestellt werden (Tabelle 14). Die Ergebnisse könnten auch durch andere Faktoren begründet sein. Beispielsweise durch die Fähigkeit von aeroben oder nitratreduzierenden Bakterien die ebenfalls in der Lage sind,

Eisen(III) als Elektronenakzeptor zu nutzen. Eventuell ist die Fähigkeit dreiwertiges Eisen als Elektronenakzeptor zu nutzen weiter verbreitet als die der Sulfatreduktion. *Alteromonas putrefaciens* beispielsweise kann eine große Bandbreite an Elektronenakzeptoren zum Wachstum nutzen, darunter Sauerstoff, Nitrat, Eisen(III) oder Mangan(IV), nicht aber Sulfat und Kohlendioxid [MYERS et al (1988)]. Eine dementsprechende Entwicklung könnte durch die bessere Energieausbeute bei der Nutzung von Eisen(III) im Vergleich zur Nutzung von Sulfat als Elektronenakzeptor begründet sein (Tabelle 1).

5.2 Abbauversuche in Labormikrokosmen unter wechselnden Redoxbedingungen

Aufgrund der Ergebnisse hinsichtlich der Sauerstofftoleranz (Tabelle 14), sowie der Ergebnisse der Felduntersuchungen (Nachweis von Eisen(II), Nachweis von eisen(III)-reduzierenden Bakterien, Nachweis von Sauerstoff in rheinnaher Messstelle), scheint am Standort Germersheim insbesondere der Wechsel zwischen eisen(III)reduzierenden und aeroben Bedingungen relevant zu sein. Der Versuchsaufbau für den mikrobiologischen Abbau sah daher vor, über den ersten Versuchszeitraum eisen(III)reduzierende Bedingungen in den Mikrokosmen zu etablieren und den Abbau unter diesen Bedingungen zu untersuchen. Nach 310 Tagen mit dem Elektronenakzeptor Eisen(III) wird den Ansätzen Luft-sauerstoff zudosiert und der weitere Abbau unter aeroben Bedingungen beobachtet. Drei aktive Ansätze und eine mit Natriumazid vergiftete Sterilkontrolle wurden über eine Versuchsdauer von insgesamt 445 Tagen untersucht. Für die Versuche wurden den Ansätzen teerölbürtige Schadstoffe zudosiert, um auch den Abbau von Substanzen zu untersuchen, die am Standort nur eine untergeordnete Rolle spielen, bzw. nicht nachgewiesen werden. Die Ergebnisse sind nach Schadstoffklassen getrennt dargestellt, die Versuche wurden jedoch mit Schadstoffgemischen durchgeführt. Die gemessenen Werte der Versuchsansätze sind in Anhang 9.10 aufgeführt.

5.2.1 Abbau von MAK unter wechselnden Redoxbedingungen

Im Folgenden wird der Abbau monoaromatischer Kohlenwasserstoffe unter wechselnden Redoxbedingungen gezeigt. Neben den routinemäßig an teerölkontaminierten Standorten betrachteten BTEX wurden auch Inden und Indan untersucht. In den drei aktiven Ansätzen werden sehr ähnliche Prozesse beobachtet, die Ergebnisse sind aufgrund der hohen Übereinstimmung gut reproduzierbar. Auch in der Sterilkontrolle kommt es zu einem leichten Konzentrationsrückgang der MAK im Versuchsverlauf, vermutlich aufgrund der Flüchtigkeit der untersuchten Substanzen (Abbildung 35).

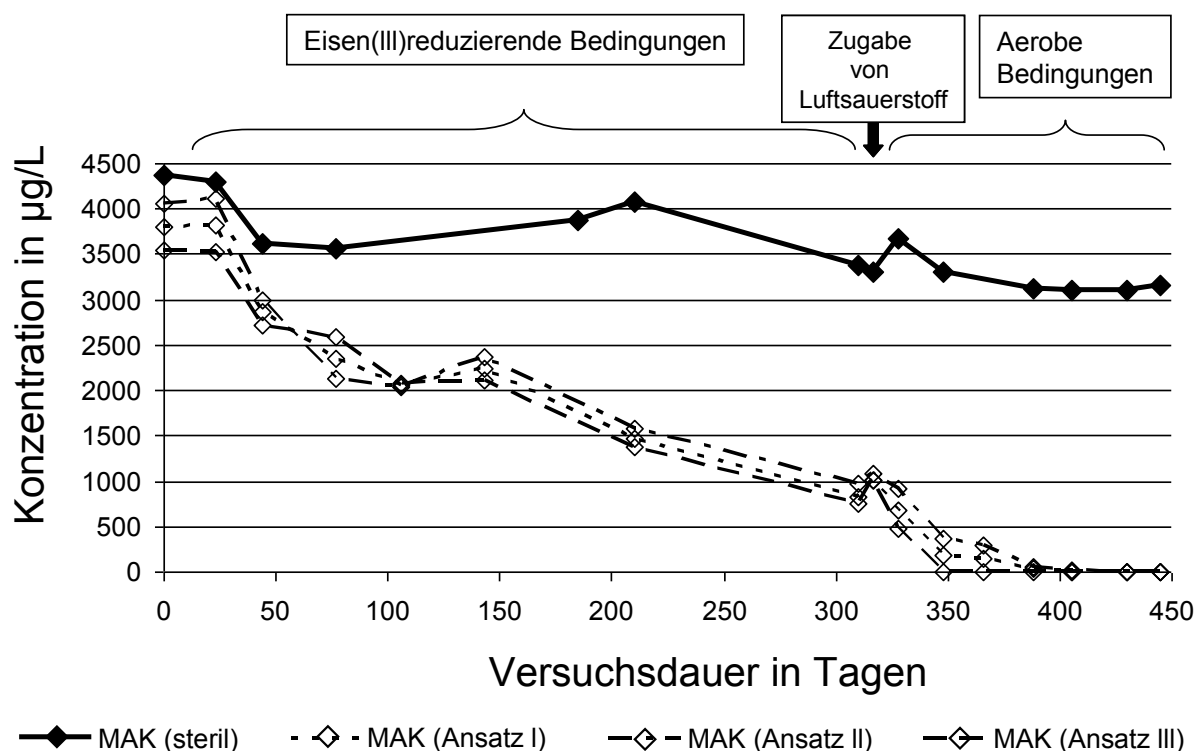


Abbildung 35: Abbau der untersuchten MAK im Versuchszeitraum im Vergleich zur Sterilkontrolle

In Abbildung 36 sind exemplarisch die Schadstoffkonzentrationen eines aktiven Ansatzes im Verhältnis zur Sterilkontrolle aufgezeigt. Im ersten Versuchszeitraum von 310 Tagen werden bereits einige MAK unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen umgesetzt. Als erstes m- und p-Xylol, darauf folgen Cumol, Indan, Toluol und Ethylbenzol. Sofort bei Zugabe von Luftsauerstoff als Elektronenakzeptor werden o-Xylol und Inden abgebaut, mit leichter Verzögerung und als letzte der monoaromatischen Substanzen kommt es auch zu einem Abbau von Benzol. Nach 405 Tagen sind die Konzentrationen aller untersuchten MAK unterhalb der Bestimmungsgrenzen.

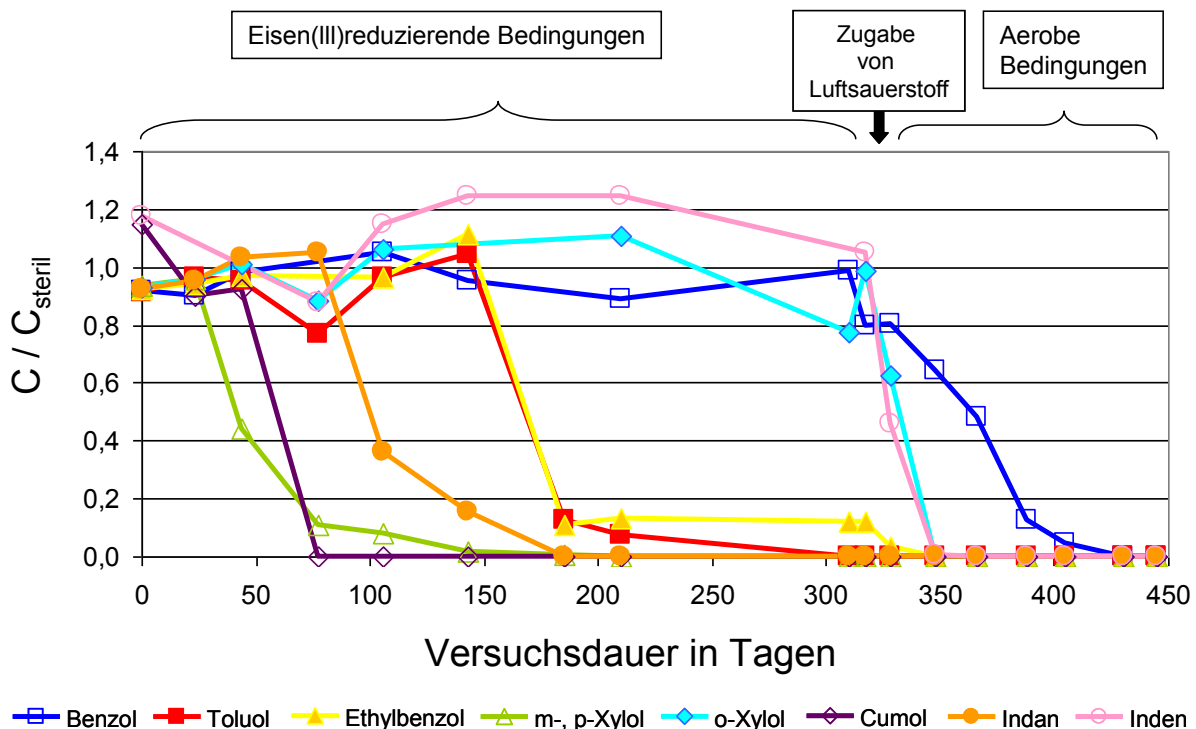


Abbildung 36: Abbau der untersuchten MAK in Mikrokosmen unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)reduzierend und aerob

Der beschriebene Abbau ist in Abbildung 37 anhand der sich ändernden Schadstoffprofile verdeutlicht. Nach 143 Versuchstagen sind Cumol und m- und p-Xylol nicht mehr nachweisbar, an Versuchstag 310 kurz vor der Zugabe von Sauerstoff als Elektronenakzeptor sind o-Xylol, Inden und Benzol die einzigen MAK, die nicht unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen umgesetzt werden konnten. Unter aeroben Versuchsbedingungen werden auch diese Substanzen bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut. Benzol ist die letzte monoaromatische Substanz in diesem Abbauversuch und erst an Versuchstag 405 nicht mehr nachweisbar.

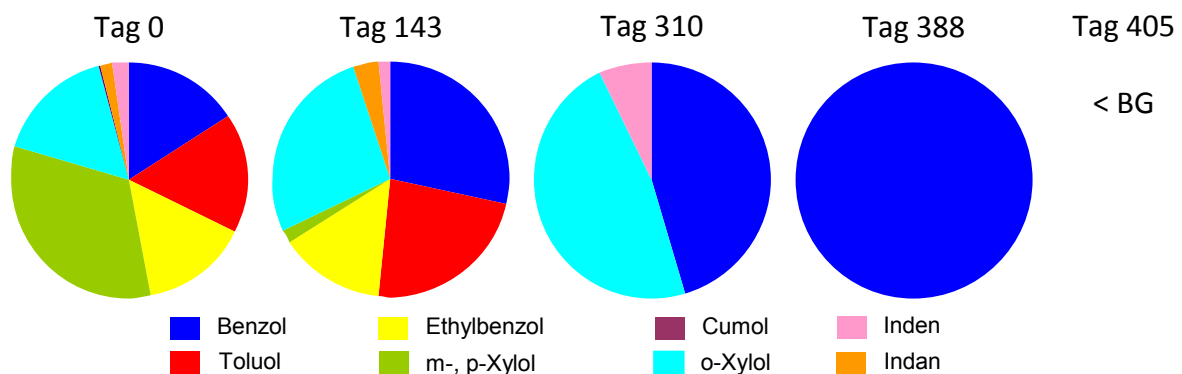


Abbildung 37: Veränderung der prozentualen MAK-Zusammensetzung über die Versuchsdauer

Die Ergebnisse der Mikrokosmenversuche belegen die insgesamt gute Abbaubarkeit der untersuchten MAK innerhalb des komplexen Gemisches teerölbürtiger Schadstoffe unter wechselnden Redoxbedingungen. Laut eines review Artikels von FOGHT (2008) gehören BTEX zu den am besten untersuchten Substanzen bezüglich des anaeroben, mikrobiologischen Abbaus. Insbesondere LOVLEY et al beschäftigten sich bereits früh mit dem Abbau unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen [LOVLEY et al (1987), LOVLEY et al (1990)]. Auch neuere Studien belegen den Abbau unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen, beispielsweise für Benzol, Toluol, Ethylbenzol und o-Xylol, als alleinige Energie- und Kohlenstoffquelle [JAHN et al (2005)]. In vorliegender Studie werden unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen m- und p-Xylol, Cumol, Indan, Toluol und Ethylbenzol vollständig abgebaut, nicht jedoch Inden, o-Xylol und Benzol. Für Benzol sind in der Literatur unterschiedliche Ergebnisse zum Abbau unter anaeroben Bedingungen dokumentiert. Bakterien, die zum Abbau von Benzol unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen befähigt sind, sind offenbar nicht an jedem Standort *in situ* vorhanden [WEINER et al (1998), ANDERSON et al (1999)]. LOVELEY (2000) beschreibt einen Abbau von Benzol unter anaeroben Bedingungen, unter anderem mit Eisen(III) als Elektronenakzeptor. Der Benzolabbau kann jedoch durch verschiedene Co-Kontaminanten gehemmt werden [DYREBORG et al (1996b), FOGHT (2008)]. Auch inhibitorische Effekte durch heterozyklische Kohlenwasserstoffe, zum Beispiel durch Pyrrol, wurden beobachtet [ARVIN et al (1989)]. DYREBORG et al (1996b) wiesen einen Einfluss von weiteren heterozyklischen Kohlenwasserstoffen auf den Benzolabbau nach. Der Benzolabbau wurde vor allem von Thiophen und Benzothiophen gehemmt. Möglicherweise wurde der Benzolabbau auch in vorliegender Studie durch Interaktionen mit anderen Schadstoffen gestört. Benzol wird auch am Referenzstandort und den Vergleichsstandorten noch in der Abstromfahne nachgewiesen und ist daher auch im Feld von besonderer Bedeutung (Abbildung 19).

Obwohl Indan und Inden häufig an teerölkontaminierten Standorten auftreten [ZAMFIRESCU et al (2001), MUNDT et al (2003), RICHNOW et al (2003)], werden die Substanzen bisher nicht routinemäßig an teerölkontaminierten Standorten untersucht. Entsprechend wenig Literatur gibt es zum Abbauverhalten von Inden und Indan. Insbesondere Indan ist im anaeroben Grundwasserabstrom der im Rahmen dieser Arbeit untersuchten Standorte sehr oft nachweisbar. Die Ergebnisse der gezeigten Laborversuche weisen allerdings auf gute Abbaubarkeit unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen hin. Auch die Ergebnisse der ausschließlich unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen geführten Versuche zeigen einen guten Abbau von Indan, nicht jedoch von Inden (Tabelle 15). Unter den aeroben Versuchsbedingungen ab Versuchstag 310 werden auch die verbliebenen MAK Inden, o-Xylol und Benzol abgebaut. MUNDT et al (2003) konnten in ihrer Studie einen Abbau von Indan und Inden unter aeroben Bedingungen zeigen. KIM et al (2010) konnten nachweisen, dass Indan über denselben Pfad abgebaut wird wie o-Xylol. Der untersuchte Bakterienstamm

Rhodococcus sp. ist mithilfe der synthetisierten Dioxygenase in der Lage, verschiedene Monoaromaten abzubauen, z.B. auch Toluol und Ethylbenzol. Im Rahmen von Diplom- und Doktorarbeiten am TZW wurde zumindest der Abbau von Inden unter aeroben Versuchsbedingungen bereits beschrieben [HARRAR (2004), ZAWADSKY (2007), SAGNER (2009)]. In den Arbeiten von ZAWADSKY (2007) und SAGNER (2009) stellte sich Inden als relativ persistente Substanz im aeroben Abbauprobversuch heraus und wurde in den Versuchen häufig erst zum Schluss abgebaut. Diese Ergebnisse bestätigten die Arbeiten von HARRAR (2004). Auch hier war Inden unter den letzten Substanzen, die aerob abgebaut wurden. Der verzögerte Abbau von Inden wird in vorliegender Studie ebenfalls beobachtet, allerdings ist Benzol hier die letzte verbleibende monoaromatische Substanz.

In folgender Tabelle 15 sind die Ergebnisse aller im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführten Laborversuche zum Abbau von monoaromatischen Kohlenwasserstoffen zusammengefasst. Unter aeroben Bedingungen wird der Abbau aller untersuchten MAK bis unter die Bestimmungsgrenzen beobachtet. Bei Toluol erfolgt dieser Abbau unter allen betrachteten Bedingungen. Benzol wird aerob und unter sulfatreduzierenden Bedingungen in den Versuchsansätzen ohne Schadstoffaufdotierung abgebaut. Werden Schadstoffe in höherer Konzentration aufdotiert kommt es zu unterschiedlichen Ergebnissen unter aeroben, nitratreduzierenden und eisen(III)reduzierenden Bedingungen und zu keinem Abbau unter sulfatreduzierenden Bedingungen. Für Indan kann unter allen Bedingungen ein Abbau dokumentiert werden außer unter sulfatreduzierenden. Inden hingegen wird einzig aerob vollständig umgesetzt. Ein Ergebnis das auch unter wechselnden Versuchsbedingungen gezeigt wurde (Abbildung 36).

5.2.2 Abbau von PAK unter wechselnden Redoxbedingungen

Der Abbau von polyaromatischen Kohlenwasserstoffen unter wechselnden Redoxbedingungen wird in den folgenden Abbildungen gezeigt. In Abbildung 38 sind die Schadstoffkonzentrationen in den aktiven Ansätzen sowie in der Sterilkontrolle dargestellt. Auffällig ist, dass es während der ersten 50 Versuchstage auch in der Sterilkontrolle zu einer deutlichen Konzentrationsabnahme kommt. Im Zeitraum der ersten 100 Tage ist hinsichtlich der Konzentrationen kein Unterschied zwischen Sterilkontrolle und aktiven Ansätzen erkennbar. Eventuell kommt es in diesem Versuchszeitraum verstärkt zu Sorptionseffekten zwischen den PAK und den Eisenpartikeln. Nach Einstellung eines Sorptionsgleichgewichts und beginnendem mikrobiologischen Abbau, unterscheiden sich dann die aktiven Versuchsansätze von der Sterilkontrolle. Mit beginnendem Abbau der Schadstoffe nach 100 Versuchstagen weisen die Konzentrationsverläufe der drei aktiven Versuchsansätze sehr große Übereinstimmung auf. Nach 405 Tagen sind alle PAK in den aktiven Ansätzen bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut, während sich in der Sterilkontrolle die Konzentrationen noch auf dem Niveau von Versuchstag 50 befinden (Abbildung 38).

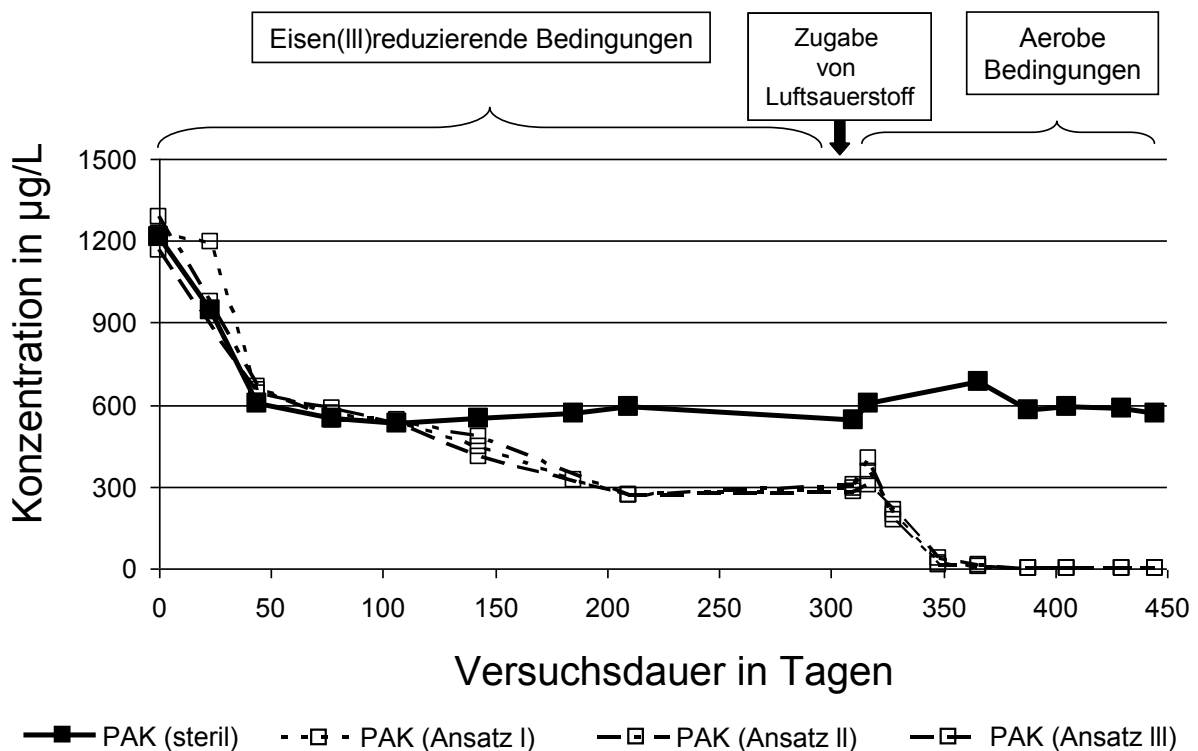


Abbildung 38: Abbau der untersuchten PAK im Versuchszeitraum im Vergleich zur Sterilkontrolle

Fünf polyaromatische Kohlenwasserstoffe wurden untersucht. Zusätzlich zu den in Routineuntersuchungen betrachteten EPA-PAK Naphthalin und Acenaphthen, auch 1- und 2-Methylnaphthalin und 1,4-Dimethylnaphthalin. In allen aktiven Ansätzen werden die PAK innerhalb

von 405 Tagen bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut. In Abbildung 39 ist der Abbau exemplarisch an einem Ansatz gezeigt. Die Konzentrationen sind relativ zur Sterilkontrolle dargestellt. Während der ersten 100 Versuchstage kommt es zu keinem erkennbaren Bioabbau der Substanzen. Dann werden zeitgleich Naphthalin und 2-Methylnaphthalin unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen abgebaut. Die Konzentrationen von 1-Methylnaphthalin, 1,4-Dimethylnaphthalin und Acenaphthen bleiben bis zur Zugabe von Luftsauerstoff als Elektronenakzeptor konstant, danach erfolgt ein schneller Konzentrationsrückgang. 1,4-Dimethylnaphthalin und Acenaphthen werden noch vor 1-Methylnaphthalin umgesetzt. 1-Methylnaphthalin ist die letzte nachweisbare, polyaromatische Substanz und erst am Versuchstag 405 ebenfalls nicht mehr nachweisbar.

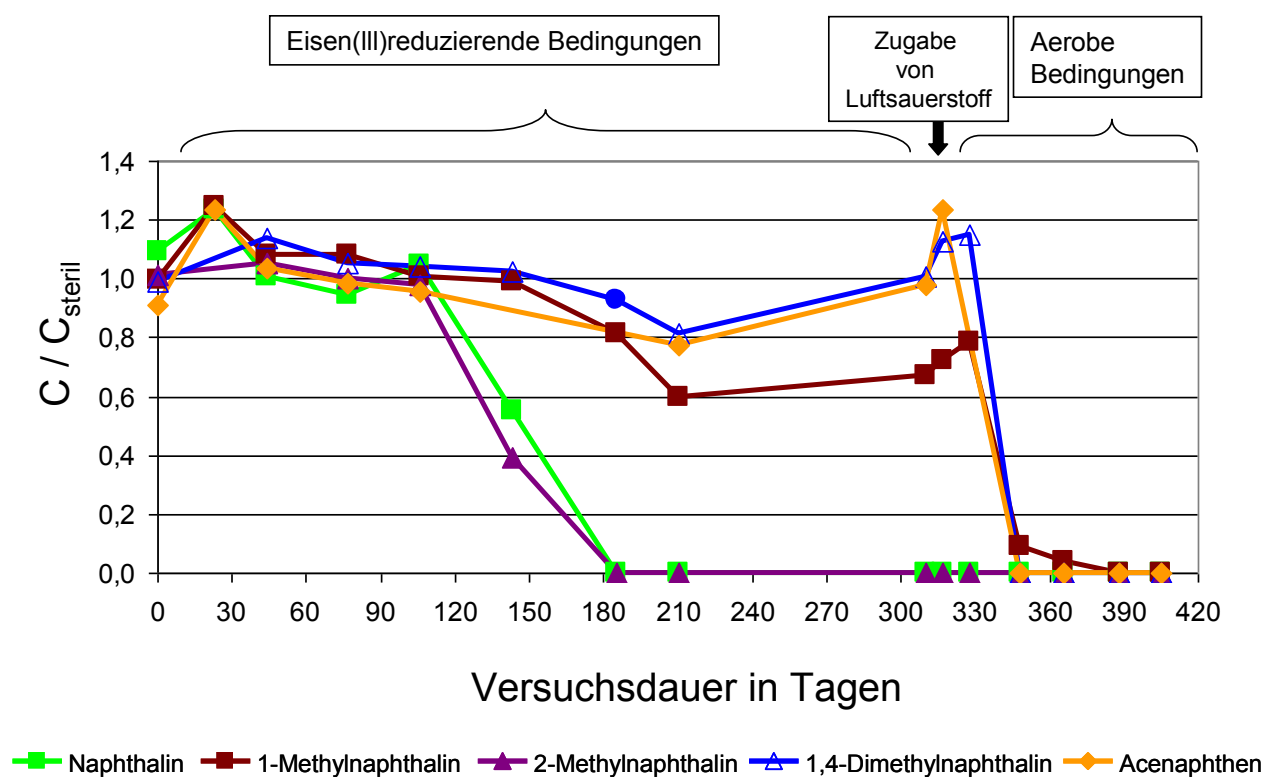


Abbildung 39: Abbau der untersuchten PAK unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)-reduzierend und aerob

Die Darstellung der Schadstoffprofile verdeutlicht die Veränderung der prozentualen Zusammensetzung im Versuchsverlauf. In der Versuchsphase mit Eisen(III) als Elektronenakzeptor werden Naphthalin und 2-Methylnaphthalin umgesetzt. Ein Abbau der anderen PAK erfolgt erst nach Zugabe von Luftsauerstoff.

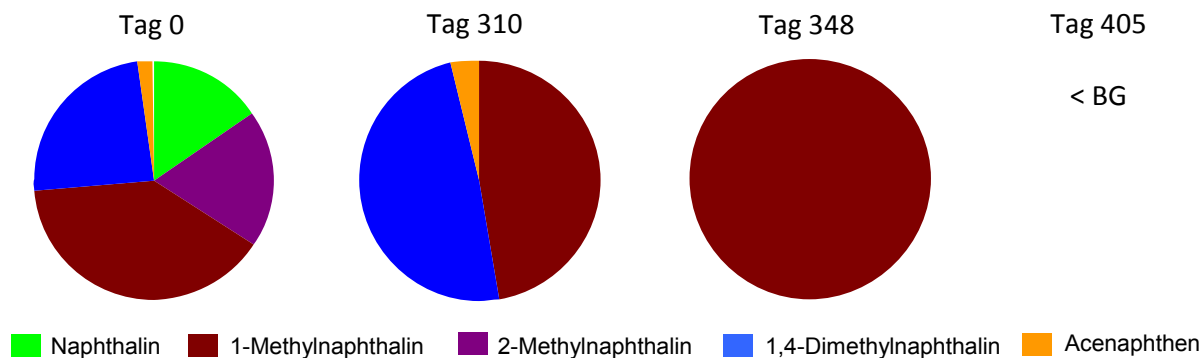


Abbildung 40: Veränderung der prozentualen PAK-Zusammensetzung über die Versuchsdauer

Die Ergebnisse der Mikrokosmenversuche belegen die gute Abbaubarkeit der untersuchten PAK innerhalb des komplexen Gemisches teerölbürtiger Schadstoffe unter wechselnden Redoxbedingungen. Sowohl Naphthalin als auch 2-Methylnaphthalin werden bereits unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen abgebaut. Die Abbaubarkeit von Naphthalin unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen wurde bereits vielfach nachgewiesen [ANDERSON et al (1999), SCHULZE et al (2004)]. An den untersuchten Feldstandorten ist der Nachweis von Naphthalin fast ausschließlich auf unmittelbare Nähe zum Schadensherd beschränkt, was ebenfalls auf eine sehr gute mikrobiologische Abbaubarkeit schließen lässt.

Methylierte PAK sind Bestandteile von Teerölen und zeigen zudem toxische Eigenschaften [FALK-PETERSEN et al (1982), COLAVECCHIA et al (2004), VONDRÁČEK et al (2007), LIN et al (2009)]. Dennoch werden methylierte PAK derzeit nicht routinemäßig in der Altlastenbearbeitung analysiert. Die Persistenz von 1-Methylnaphthalin in den beschriebenen Mikrokosmen, aber auch der Nachweis dieser Substanz im Fahnenrandbereich des Standortes (Abbildung 20) verdeutlichen jedoch, dass methylierte PAK an teerölkontaminierten Standorten ins Untersuchungsprogramm einbezogen werden sollten. ERIKSSON et al (2003) beschreiben den Abbau von elf PAK unter aeroben und nitratreduzierenden Bedingungen bei zwei Versuchstemperaturen, 7°C und 20°C. Genutzt wurden Inokula verschiedener Böden von teerölkontaminierten Standorten. Unter aeroben Bedingungen wurden nur Naphthalin und 2-Methylnaphthalin mit jedem Inokulum und bei beiden Temperaturen vollständig abgebaut. Diese Ergebnisse lassen sich auch anhand der vorliegenden Arbeit gut nachvollziehen: Naphthalin und 2-Methylnaphthalin werden schnell abgebaut und zwar unter allen untersuchten Redoxbedingungen mit Ausnahme der nitratreduzierenden Ansätze, in denen 2-Methylnaphthalin nicht umgesetzt wurde (Tabelle 16). Im Fahnenrandbereich sind die Konzentrationen beider Substanzen unterhalb der Bestimmungsgrenzen, was ebenfalls für einen schnellen mikrobiologischen Abbau spricht. 1,4-Dimethylnaphthalin und 1-Methylnaphthalin werden wesentlich langsamer abgebaut. 1-Methylnaphthalin ist im gezeigten Abbaubersuch als letzte Substanz der untersuchten PAK noch nachweisbar und erweist sich als schwer abbaubar. Die Position der Methylgruppe könnte eine Erklärung für die sehr

unterschiedlichen Abbauergebnisse sein. Abbauversuche mit verschiedenen PAK und NSO-HET zeigten, dass Substanzen ohne Methylgruppen, oder Methylgruppe an Position 2 besser mikrobiologisch abbaubar sind [BAYONA et al (1986)]. Der Abbau von 1,4-Dimethylnaphthalin scheint außerdem temperaturabhängig zu sein. Bei 20°C werden die Substanzen wesentlich besser umgesetzt als bei 7°C. Auch scheinen die Bakteriengruppen, die diese Schadstoffe verwerten können, nicht in jedem Inokulum vorzukommen [ERIKSSON et al (2003)]. ZAWADSKY (2007) beschreibt in ihrer Arbeit einen schnellen aeroben Abbau von Naphthalin, wohingegen der Abbau von 1,4-Dimethylnaphthalin stark verzögert ist. Im Widerspruch zur vorliegenden Arbeit stehen die Ergebnisse zum Abbau von 1-Methylnaphthalin. ZAWADSKY (2007) beobachtete einen sehr schnellen Abbau dieser Substanz, während in vorliegender Studie 1-Methylnaphthalin am langsamsten umgesetzt wird.

Unter aeroben Bedingungen werden Acenaphthen, 1-Methylnaphthalin und 1,4-Dimethylnaphthalin vollständig abgebaut. Insbesondere der zügige Abbau von Acenaphthen nach Zugabe von Luftsauerstoff weist auf ein sehr gutes Abbaupotential unter aeroben Bedingungen hin, dies bestätigen auch die Ergebnisse der weiteren aeroben Abbauversuche (Tabelle 16). Im Feld wird Acenaphthen in allen PAK-belasteten Abstrommessstellen nachgewiesen und ist häufig die einzige polyaromatische Substanz am Fahnenrand. Die Veränderung der Schadstoffprofile, wie im Feld beobachtet, repräsentiert eine häufig beschriebene Abbaureihenfolge. Naphthalin wird schnell umgesetzt, Acenaphthen reichert sich dagegen relativ an [ARVIN et al (1988), JUHASZ et al (2000), TIEHM et al (2003), TIEHM et al (2011b)]. Eventuell ist der schnelle Acenaphthenabbau auf die weitaus geringere Anfangskonzentration zu Beginn des Versuchs zurückzuführen. Möglicherweise sind aufgrund der Grundbelastung des Originalgrundwassers mit Acenaphthen die am Abbau beteiligten Mikroorganismen besser an Acenaphthen und dessen Abbau adaptiert. Auch unter den vorwiegend anaeroben Bedingungen im Feld sind im Grundwasser aller Messstellen Mikroorganismen nachweisbar, die unter aeroben Bedingungen 2- und 3-Ring PAK abbauen können (Kapitel 4.2). Auch dies erklärt den schnellen und vollständigen Abbau der untersuchten PAK in den verschiedenen aeroben Versuchsreihen (Tabelle 16).

In Tabelle 16 sind die Ergebnisse aller im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführten Laborversuche zum Abbau von polyaromatischen Kohlenwasserstoffen zusammengefasst. Unter aeroben Bedingungen wird der Abbau aller untersuchten PAK beobachtet. Einzig Naphthalin wird unter allen betrachteten Bedingungen bis unter die Bestimmungsgrenze abgebaut. Acenaphthen wird nur unter aeroben Bedingungen umgesetzt was ebenfalls an den vorgestellten Versuchen zum Abbau unter wechselnden Versuchsbedingungen gut nachzuvollziehen ist (Abbildung 39).

Tabelle 16: Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau von Naphthalin, Acenaphthylen, Acenaphthen, Fluoren, Phenanthren, Anthracen, Fluoranthren, Pyren, 1-Methylnaphthalin, 2-Methylnaphthalin und 1,4-Dimethylnaphthalin

[illegible]

5.2.3 Abbau von NSO-Heterozyklen unter wechselnden Redoxbedingungen

In Abbildung 41 sind die NSO-HET Konzentrationen der drei aktiven Ansätze und der Sterilkontrolle aufgezeigt. Die drei aktiven Ansätze zeigen insgesamt ähnliche Konzentrationsverläufe und einen deutlichen Konzentrationsrückgang im Versuchszeitraum. Auffällig sind die starken Konzentrationsschwankungen in der Sterilkontrolle, die Konzentration ist aber zum Versuchsende vergleichbar mit der zu Beginn der Versuche.

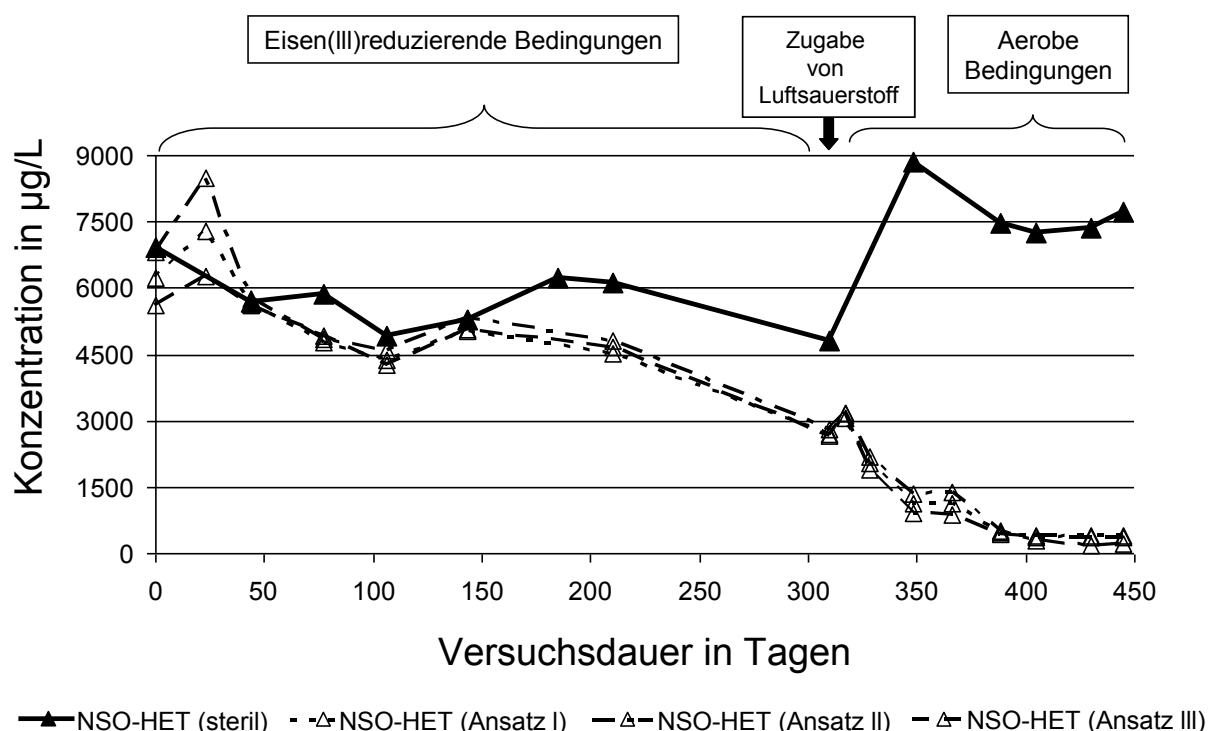


Abbildung 41: Abbau der untersuchten NSO-HET im Versuchszeitraum im Vergleich zur Sterilkontrolle

In Bezug auf den Abbau von NSO-HET scheint das Heteroatom eine entscheidende Rolle zu spielen. In den hier vorgestellten Versuchen mit aufdotierten Schadstoffen erweisen sich die stickstoffhaltigen Heterozyklen als am besten abbaubar unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen. Aus der Gruppe der schwefelhaltigen Heterozyklen wurde keine der untersuchten Substanzen unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut. Bei den sauerstoffhaltigen Heterozyklen wird neben Benzofuran 2-Methyldibenzofuran unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen umgesetzt. Diese Substanz wurde aufgrund von Lieferengpässen nicht wie die anderen NSO-HET aufdotiert, sondern nur die originär im Grundwasser analysierte Konzentration betrachtet. Aus diesem Grund war die Anfangskonzentration wesentlich geringer. Auch die erheblichen Konzentrationsunterschiede, die beim Aufdotieren der Versuchsätze entstanden sind,

können einen Einfluss auf die Abbauleistungen, bzw. Abbaureihenfolgen haben. Unter aeroben Bedingungen werden dann alle N-HET sowie alle O-HET und fast alle S-HET vollständig abgebaut. Bei den S-HET erweisen sich Thiophen, 2- und 3-Methylthiophen als nicht vollständig abbaubar, weder unter anaeroben, noch unter aeroben Bedingungen.

Abbau von N-HET unter wechselnden Redoxbedingungen

In Abbildung 42 sind exemplarisch die Konzentrationen der stickstoffhaltigen Heterozyklen eines aktiven Ansatzes relativ zur Sterilkontrolle dargestellt. Insgesamt wurden 15 N-HET untersucht. Bereits in der Versuchsphase mit Eisen(III) als Elektronenakzeptor wird ein Großteil der Schadstoffe abgebaut. Indol ist hier die stickstoffhaltige, heterozyklische Substanz, die am schnellsten bis unter die Bestimmungsgrenze abgebaut wird. Auch Chinolin und alle methylierten Chinoline (Ausnahme: 2-Methylchinolin), Isochinolin, 3-Methylisochinolin, Phenanthridin und Acridin werden unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen umgesetzt. Kein Abbau zeigt sich in dieser Phase bei 2-Methylchinolin, den zweifach methylierten Chinolinen 2,4- und 2,6-Dimethylchinolin, 1-Methylisochinolin sowie Carbazol. Dies ändert sich mit der Zugabe von Luftsauerstoff als Elektronenakzeptor. Binnen zwei Tagen ist Carbazol nicht mehr nachweisbar und auch die anderen N-HET werden zügig bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut. Die Substanz, die als letztes nachweisbar ist, ist das zweifach methylierte 2,6-Dimethylchinolin. Nach 405 Versuchstagen liegen die Konzentrationen aller untersuchten N-HET unterhalb der Bestimmungsgrenzen.

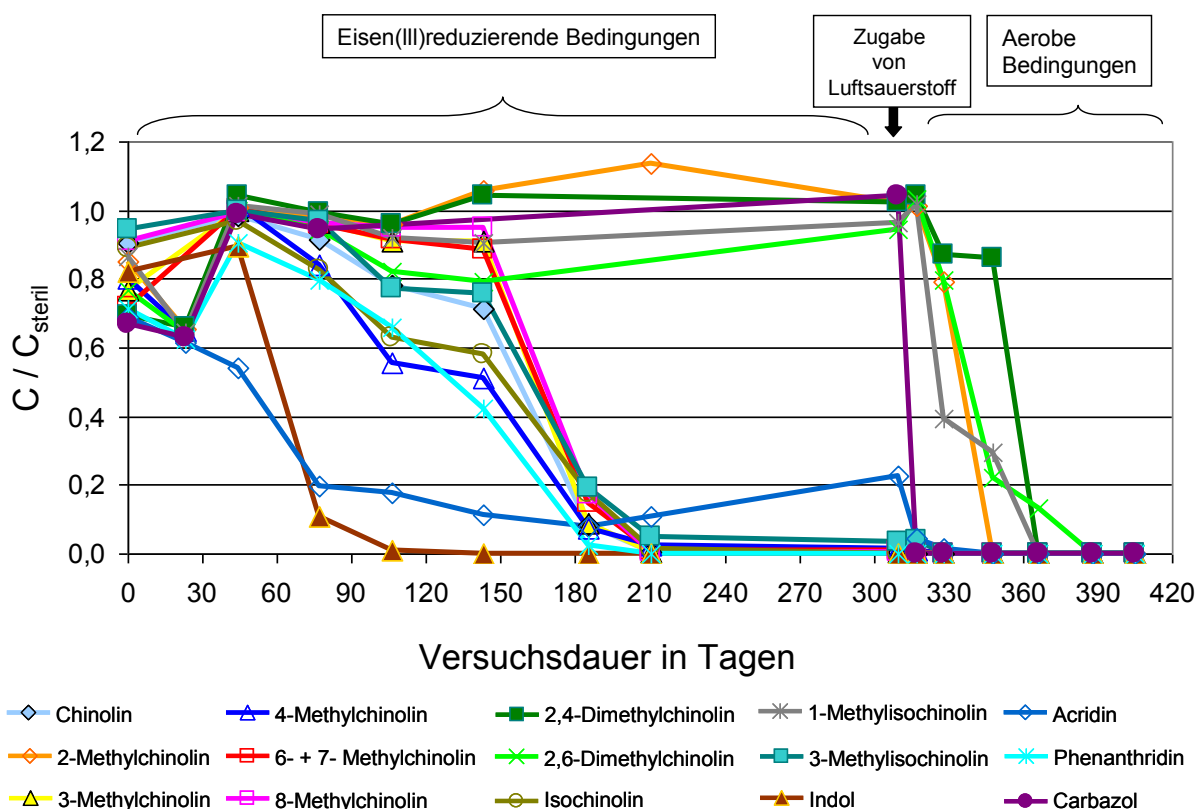


Abbildung 42: Abbau der untersuchten N-HET unter wechselnden Bedingungen eisen(III)reduzierend und aerob

Die Darstellung der Schadstoffprofile verdeutlicht die Verschiebung der prozentualen Zusammensetzung der N-HET im Versuchsverlauf. Bis Versuchstag 310, also unter

eisen(III)reduzierenden Bedingungen sind bereits viele der untersuchten Substanzen abgebaut. Als persistenteste Verbindung erweist sich 2,6-Dimethylchinolin.

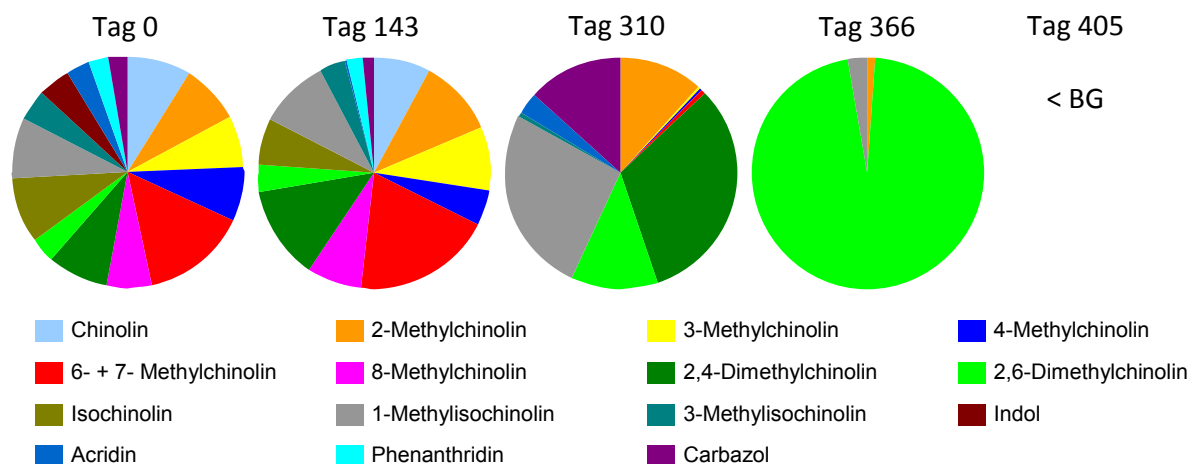


Abbildung 43: Prozentuale Zusammensetzung der stickstoffhaltigen Heterozyklen über die Versuchsdauer

Unter den eisen(III)reduzierenden Bedingungen innerhalb der ersten Versuchsphase werden bereits einige der 16 zudosierten stickstoffhaltigen Heterozyklen abgebaut. Als erste Substanz wird Indol abgebaut. Der anaerobe Abbau von Indol ist bereits gut untersucht und beschrieben [WANG et al (1984)]. Auch SAGNER (2009) stellt ein hohes Abbaupotential von Indol unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen fest. Die Abbauprobe unter eisen(III)- und sulfatreduzierenden Bedingungen in vorliegender Studie ergaben ebenfalls einen vollständigen Abbau von Indol im Versuchszeitraum (Tabelle 17).

Sowohl für Chinolin als auch für Methylchinoline ist ein mutagenes Potential beschrieben, Chinolin und Isochinolin sind zudem ökotoxikologisch relevant [REINEKE et al (2008)]. Nachweis und Abbau dieser Substanzen sind demnach besonders wichtig. Sowohl Chinolin als auch Isochinolin, sowie die zudosierten Chinolin- und Isochinolinisomere werden im vorliegenden Versuch unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut. Ausnahmen sind 1-Methylisochinolin und 2-Methylchinolin. Während 1-Methylisochinolin am betrachteten Referenzstandort nicht nachweisbar ist, wird 2-Methylchinolin als einziges einfach methyliertes Chinolinisomer am Schadensherd des Referenzstandorts nachgewiesen. 2-Methylchinolin wird häufig auch an anderen Altlaststandorten gefunden [MÄNZ (2012)]. Andere einfach methylierte Chinoline sind am Standort weder im Grundwasser des Schadensherdes noch in der Abstromfahne nachweisbar. Der Abbau der verschiedenen Methylchinoline scheint hierbei von der Stellung der Methylgruppe abhängig zu sein. Laut AISLABIE et al (1990) sowie REINEKE et al (2008) ist der initiale Schritt zum Abbau von Chinolin und Methylchinolinen eine Hydroxylierung an Position 2 des Moleküls. Chinolin mit einer Methylgruppe an dieser Position wird demnach langsamer

abgebaut. Diese Position scheint jedoch beim Abbau von methylierten Naphthalinen besonders günstig für den Abbau zu sein, denn BAYONA et al (1986) belegten vor allem für die an der Position 2 methylierten Naphthaline einen bevorzugten Abbau, der auch in vorliegender Studie bestätigt werden konnte. Interessant ist in diesem Zusammenhang, dass 1-Methylisochinolin als einziges Isochinolinisomer nicht unter eisen(III)reduzierenden, sondern erst unter aeroben Bedingungen umgesetzt wird. Nach REINEKE et al (2008) sollte der Abbau dieser Substanz nicht behindert sein, nach BAYONA et al (1986) ist die Stellung der Methylgruppe an Position 1 eher ungünstig. In vorliegender Studie werden die methylierten Chinoline langsamer umgesetzt als das Chinolin selbst. Dies steht im Einklang mit den Ergebnissen von HARRAR (2004), der einen verzögerten Abbau von 6-Methylchinolin beobachtete. Innerhalb von am TZW durchgeführten Studien beobachteten sowohl SAGNER (2009) als auch HARRAR (2004) einen langsameren Abbau von methylierten NSO-HET gegenüber den nicht alkylierten Substanzen. Ein Grund dafür kann der durch die Methylgruppen behinderte Dioxygenaseangriff auf das Ringsystem sein [GRIFOLL et al., (1995)], die Position der Methylgruppe beeinflusst den Abbau zusätzlich [BAYONA et al (1986), REINEKE et al (2008)]. Im Rahmen der Felduntersuchungen wurden mit Ausnahme von 2-Methylchinolin keine methylierten Chinoline oder Isochinoline nachgewiesen. Diese Ergebnisse könnten ein Hinweis darauf sein, dass andere methylierte Chinoline, außer 2-Methylchinolin, keine Rolle am Standort spielen, oder bereits schadensherdnah sehr schnell umgesetzt werden.

Die doppelte Methylierung bei 2,4- und 2,6-Dimethylchinolin scheint einen negativen Effekt auf das Abbauverhalten zu haben. Die beiden genannten Substanzen werden im Versuch nicht unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen abgebaut, eine Umsetzung findet erst mit Zugabe des Luftsauerstoffs statt. Unter den anaeroben Bedingungen im Feld werden Dimethylchinoline auch im Abstrom noch nachgewiesen, am Fahnenrand ist allerdings nur noch 2,4-Dimethylchinolin nachweisbar, was auf eine höhere Persistenz dieser Verbindung hinweist. Toxizitätsstudien ergaben, dass 2,6-Dimethylchinolin toxischer wirkt als 2,4-Dimethylchinolin und zwar auf Leuchtbakterien und Daphnien, sowie im Algenwachstumshemmtest und Fischeitest [TIEHM et al (2014)]. Unter den aeroben Versuchsbedingungen ab Versuchstag 310 werden beide Substanzen dann bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut, 2,4-Dimethylchinolin noch vor 2,6-Dimethylchinolin. Weitere aerobe Abbauprobversuche bestätigen dieses Abbaupotential (Tabelle 17). Auch in den aeroben Abbauprobversuchen von LOSKYLL (2014) werden 2,4- und 2,6-Dimethylchinolin innerhalb des Versuchszeitraums abgebaut.

Carbazol ist unter den anaeroben Bedingungen im Feld an der Fahnen Spitze anzutreffen. Auch der Abbau von Carbazol kann durch verschiedene Co-Kontaminanten inhibiert werden. Beobachtet wurde eine Hemmung des Carbazolabbaus beispielsweise durch p-Kresol. Der

aerobe Carbazolabbau startet erst, wenn das gesamte p-Kresol umgesetzt ist und bleibt unvollständig, wenn die Ausgangskonzentration von p-Kresol 20 mg/L übersteigt [YU et al (2002)]. Alle Versuche mit Grundwasser aus Schadensherd und Fahne bestätigen den schnellen Abbau von Carbazol unter aeroben, nicht jedoch unter anaeroben Bedingungen (Tabelle 17). Diese Beobachtungen stehen im Einklang mit den Versuchen von ZAWADSKY (2007) und LOSKYLL (2014), die in ihren Arbeiten einen schnellen Abbau von Carbazol unter aeroben Bedingungen beschreiben. DYREBORG et al (1997) beschreiben eine klare Abbaureihenfolge von Indol, Chinolin und Carbazol. Die drei Substanzen werden aerob am schnellsten umgesetzt und können hierbei von den Mikroorganismen als alleiniges Substrat genutzt werden. Der Abbau von Carbazol beginnt jedoch erst, wenn Chinolin vollständig abgebaut wurde. Diese Abbaureihenfolge kann im vorliegenden Versuch nicht beobachtet werden, da Indol und Chinolin bereits unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen umgesetzt werden. In weiteren aeroben Abbauprobversuchen bestätigt sich die beschriebene Abbaureihenfolge nur zum Teil. Indol wird auch hier als erste stickstoffhaltige, heterozyklische Substanz abgebaut. Dann jedoch wird Carbazol umgesetzt und erst danach Chinolin (Tabelle 17).

Die Konzentration von Acridin nimmt bereits zu Versuchsbeginn während der anaeroben Bedingungen deutlich ab. Dann jedoch stagniert die weitere Umsetzung. Der Zeitpunkt, an dem der Acridinabbau unter anaeroben Bedingungen endet, fällt mit der vollständigen Umsetzung von Indol zusammen. Eine cometabolische Umsetzung von Acridin zusammen mit Indol, beispielsweise aber auch mit Benzofuran (Abbildung 46), wäre eine Erklärung für diesen Konzentrationsverlauf. In der Literatur sind cometabolische Abbauprozesse für Acridin beschrieben. Metabolisch wird Phenanthren umgesetzt und Acridin sowie weitere N-HET cometabolisch mitabgebaut [VAN HERWIJNEN et al (2009)]. Möglicherweise kann Acridin auch mit anderen Substanzen cometabolisch umgesetzt werden. Auch metabolische Abbauprozesse unter anaeroben Bedingungen sind beschrieben, allerdings auch Standorte, an denen kein Abbau von Acridin dokumentiert werden konnte [KAISER et al (1996)]. Unter aeroben Bedingungen wird Acridin in vorliegender Studie dann schnell und vollständig abgebaut. In den Studien von HARRAR (2004) und SAGNER (2009) wurde ein verzögerter bzw. unvollständiger Abbau von Acridin unter aeroben Bedingungen festgestellt. Auffällig war hier der verzögerte Abbau von Acridin nach dem Abbau der dem Versuch zugegebenen PAK, was als Hinweis auf cometabolische Prozesse auch unter aeroben Bedingungen interpretiert wurde.

Im Versuchszeitraum wurden alle 16 untersuchten N-HET abgebaut, einige davon bereits unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen. Die N-HET welche nicht unter anaeroben Bedingungen umgesetzt werden, sind mit Ausnahme von 2-Methylchinolin und 1-Methylisochinolin auch am Fahnenrand der untersuchten Standorte nachweisbar. In Tabelle 17 sind

die Ergebnisse aller im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführten Laborversuche zum Abbau von stickstoffhaltigen Heterozyklen zusammengefasst. Einzig Chinolin wird unter allen betrachteten Bedingungen vollständig abgebaut.

Tabelle 17: Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der untersuchten stickstoffhaltigen Heterozyklen

N-HET	Aerobe Abbauversuche:		Nitratreduzierende Abbauversuche:		Eisen(III)reduzierende Abbauversuche:		Sulfatreduzierende Abbauversuche:	
	Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Grundwasser mit Schadstoffdotierung
Chinolin	+++	+++	+	++	+++	n.a.	+	
2-Methylchinolin	++	+++	n.a.	n.a.	-	-	-	
3-Methylchinolin	n.a.	+	n.a.	n.a.	+	n.a.	+	
4-Methylchinolin	n.a.	+	n.a.	n.a.	+	n.a.	+	
6- + 7- Methylchinolin	n.a.	+	n.a.	n.a.	+	n.a.	+	
8-Methylchinolin	n.a.	+	n.a.	n.a.	+	n.a.	+	
2,4-Dimethylchinolin	++	+++	-	-	-	-	-	
2,6-Dimethylchinolin	++	+++	-	-	-	-	-	
Isochinolin	n.a.	++++	n.a.	n.a.	- (Abbau 80%)	n.a.	-	
1-Methylisochinolin	n.a.	+++	n.a.	n.a.	-	n.a.	-	
3-Methylisochinolin	n.a.	++	n.a.	n.a.	+	n.a.	- (Abbau 40%)	
Acridin	++	+++	n.a.	n.a.	+	-	- (Abbau 80%)	
Carbazol	++	++++	-	-	-	-	-	
Indol	n.a.	++++	n.a.	n.a.	+++	n.a.	+	
Phenanthridin	++	+++	n.a.	n.a.	+	-	+	
Aerober Abbau: ++++ → Abbau bis < BG in 10 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 25 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 50 Tagen + → Abbau bis < BG in 100 Tagen - → kein Abbau bis < BG in 150 Tagen			Anaerober Abbau: ++++ → Abbau bis < BG in 40 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 70 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 100 Tagen + → Abbau bis < BG in 250 Tagen - → kein Abbau bis < BG in 300 Tagen					
n.a. → nicht analysiert								

Abbau von S-HET unter wechselnden Redoxbedingungen

Im Folgenden werden die Ergebnisse der Abbauprobe mit schwefelhaltigen Heterozyklen gezeigt. Insgesamt wurden 12 S-HET untersucht, zusätzlich dazu auch 2-Phenylphenol, welches strenggenommen nicht zur Gruppe der S-HET gehört. Es gilt aber als Abbauprodukt von Dibenzothiophen [GALLAGHER et al (1993)], oder verbleibt als Restprodukt bei der bakteriellen Entschwefelung von Dibenzothiophen [OLDFIELD et al (1997)] und wird daher in dieser Gruppe mitbetrachtet. Wie in den nächsten Abbildungen zu sehen ist, werden nicht alle schwefelhaltigen Heterozyklen im Versuchszeitraum von 450 Tagen bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut.

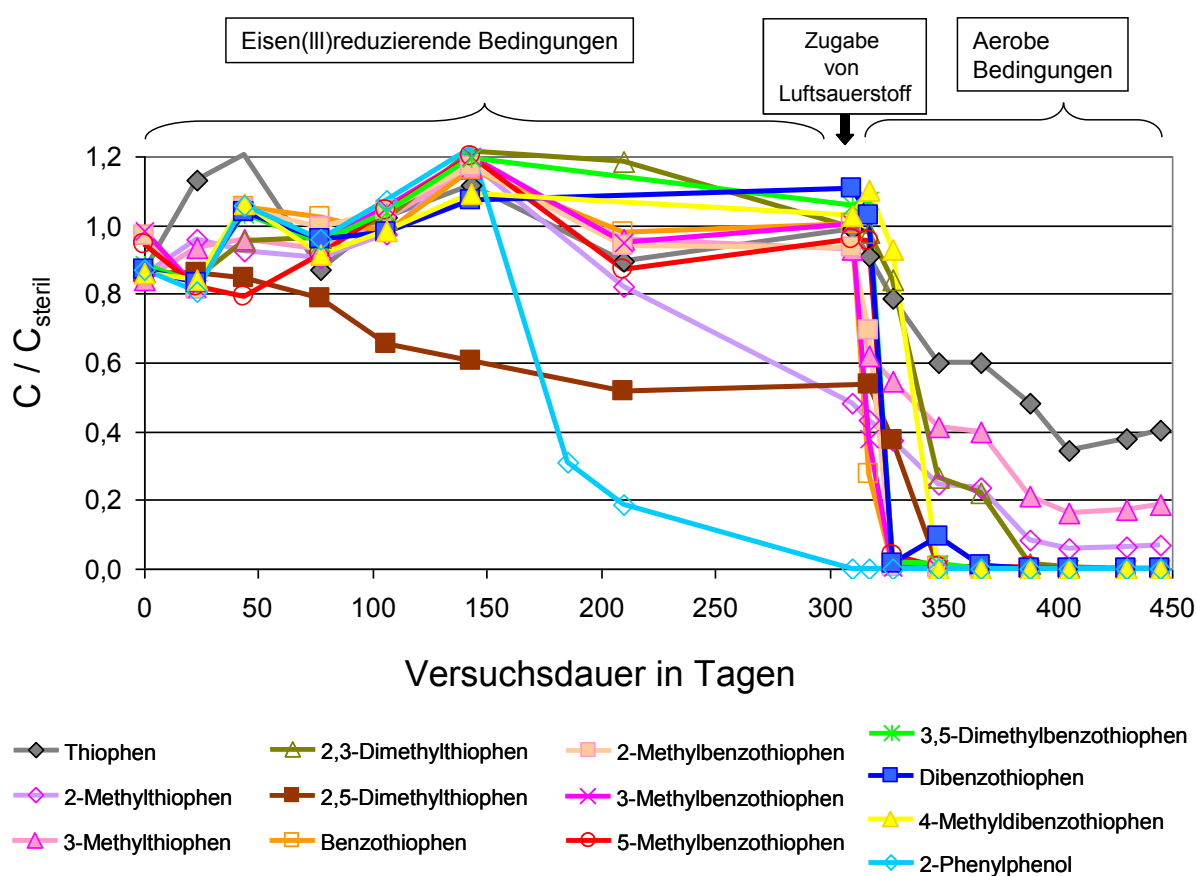


Abbildung 44: Abbau der untersuchten S-HET unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)-reduzierend und aerob

Auf Abbildung 44 ist der Konzentrationsverlauf relativ zur Sterilkontrolle dargestellt. Keine der untersuchten schwefelhaltigen Substanzen wird unter eisen(III)-reduzierenden Bedingungen vollständig abgebaut. Lediglich die Konzentration von 2-Phenylphenol geht in diesem Zeitraum bis unter die Bestimmungsgrenze zurück. Ein deutlicher Konzentrationsrückgang ist auch bei 2,5-Dimethylthiophen und 2-Methylthiophen erkennbar. Nach der Zugabe von Luftsauerstoff werden die untersuchten zweifach methylierten Thiophene,

Benzothiophen, einfach und zweifach methylierte Benzothiophene sowie Dibenzothiophen und 4-Methyldibenzothiophen schnell abgebaut. Thiophen, 2- und 3-Methylthiophen jedoch nicht. In allen drei aktiven Ansätzen sind diese Substanzen zum Versuchsende noch in deutlichen Konzentrationen nachweisbar. Die Darstellung der Schadstoffprofile verdeutlicht die Veränderungen der prozentualen Anteile der S-HET im Versuchsverlauf. In den ersten 310 Tagen, also über die Dauer der eisen(III)reduzierenden Bedingungen, ändert sich kaum etwas am ursprünglichen Schadstoffprofil. Erst nach Zugabe des Sauerstoffs werden einige, jedoch nicht alle Substanzen abgebaut. Für die Konzentrationsangabe in Abbildung 45 wurden die an Versuchstag 445 in allen drei aktiven Ansätzen gemessenen Konzentrationen von Thiophen, 2- und 3-Methylthiophen gemittelt. Durchschnittlich gingen im betrachteten Versuchszeitraum die Konzentrationen von Thiophen um 60%, die von 3-Methylthiophen um 80% und die 2-Methylthiophenkonzentrationen um 90% zurück. Ein Abbau bis unter die Bestimmungsgrenzen wurde jedoch nicht beobachtet.

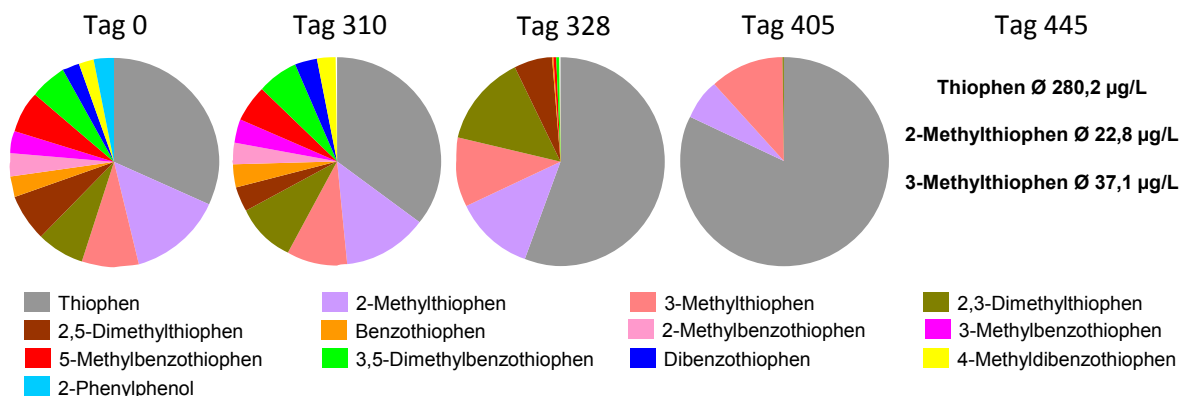


Abbildung 45: Änderung der prozentualen Anteile der schwefelhaltigen Heterozyklen im Versuchsverlauf

Insgesamt ist bei den schwefelhaltigen Heterozyklen ein deutlich verzögertes Abbauverhalten im Vergleich zu den N-HET zu beobachten. Unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen wird keines der zwölf aufdotierten S-HET vollständig abgebaut. Einzig die Konzentration von 2,5-Dimethylthiophen geht im anaeroben Versuchszeitraum um ca. 40% zurück. Eventuell findet hier eine cometabolische Umsetzung zusammen mit einer nicht schwefelhaltigen Substanz statt. In der Literatur sind zum anaeroben Abbau dieser Substanz keine Angaben zu finden. Hinweise für eine mikrobielle Entschwefelung liefert ARIBIKE et al (2008). Auch bei Thiophen, Benzothiophen und Dibenzothiophen sind bestimmte Bakterien zu einer Entschwefelung in der Lage, allerdings vor allem bei Temperaturen um 30°C [ARIBIKE et al (2008)]. Prozesse dieser Art sind demnach unter den Feld- und Laborbedingungen in vorliegender Studie nicht zu erwarten. Die Persistenz verschiedener schwefelhaltiger Heterozyklen wurde bereits in früheren Untersuchungen beobachtet [MEYER et al (2000), DYREBORG et al (1997)]. Ein Abbau von Benzothiophen unter eisen(III)-

reduzierenden Bedingungen ist von REINEKE (2008) beschrieben, während SAGNER (2009) keinen Abbau unter diesen Bedingungen feststellt. Unter aeroben Bedingungen werden alle schwefelhaltigen Heterozyklen abgebaut mit Ausnahme von Thiophen, 2- und 3-Methylthiophen. Für Thiophen ist ein cometabolischer Abbau mit Benzol als Primärsubstrat nachgewiesen. Der Abbau sowohl von Benzol als auch von Thiophen ist hierbei nicht nur von der Verfügbarkeit des Primärsubstrats Benzol abhängig, sondern auch vom Verhältnis der beiden Substanzen untereinander [DYREBORG et al (1998), RIVAS (2001)]. Anhand der Schadstoffprofile ist ersichtlich, dass Thiophen, 2- und 3-Methylthiophen mehr als die Hälfte der gesamten S-HET-Konzentration ausmachen (Abbildung 45). Dies scheint für den Abbau ungünstig zu sein. Neben der Verfügbarkeit von Primärsubstraten kann auch eine fehlende Adaptation der im Grundwasser vorhandenen Mikroorganismen eine Rolle spielen, denn im entnommenen Grundwasser der Messstelle GWM 15 lagen die Konzentrationen aller drei Substanzen unterhalb der Bestimmungsgrenzen (Anhang 9.10).

Auch für weitere schwefelhaltige Heterozyklen ist ein cometabolischer Abbau nachgewiesen, so zum Beispiel für Benzothiophen unter sulfatreduzierenden Bedingungen [DYREBORG et al (1996c), ANNWEILER et al (2001)] und aeroben Bedingungen [BROHOLM et al (2001)]. Für Dibenzothiophen wurden verschiedene Abbauewege unter aeroben Versuchsbedingungen nachgewiesen. Neben der Ringspaltung über den sogenannten Kodamaweg kann es auch zu einer mikrobiologischen Entschwefelung kommen. Hierbei wird Dibenzothiophen als alleinige Kohlenstoffquelle genutzt [KROPP et al (1997)].

Im Versuchszeitraum kam es bei allen zwölf aufdotierten S-HET zu einer Abnahme der Konzentration, jedoch wurden nicht alle S-HET vollständig abgebaut. Aufgrund des komplexen Substratgemisches können viele Faktoren (benötigte Enzyme, inhibitorische Effekte, Adaptation der Mikroorganismen) eine Rolle beim Abbauverhalten spielen, die Persistenz schwefelhaltiger Heterozyklen ist jedoch bekannt. Durch eine Zugabe von Primärsubstraten könnte das Abbaupotential gegebenenfalls verbessert werden.

In Tabelle 18 sind die Ergebnisse aller im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführten Laborversuche zum Abbau von schwefelhaltigen Heterozyklen zusammengefasst. Besonders interessant sind die Ergebnisse zum Abbau von Thiophen, 2- und 3-Methylthiophen. Unter aeroben Versuchsbedingungen ohne Aufdotierung von Schadstoffen, also mit originären Schadstoffkonzentrationen kommt es zu einer schnellen Umsetzung von Thiophen, 2- und 3-Methylthiophen. Benzol steht hier als Primärsubstrat zur Verfügung (Tabelle 18). Ein cometabolischer Abbau von 2- und 3-Methylthiophen im Zusammenhang mit dem cometabolischen Abbau von Thiophen und dem metabolischen Abbau von Benzol erscheint plausibel. Unter aeroben Bedingungen werden alle drei Substanzen nur in den Versuchsansätzen ohne zusätzliche Schadstoffdotierung vollständig umgesetzt, nicht jedoch

wenn Schadstoffe aufdotiert werden. Unter anaeroben Bedingungen sind für den Thiophenabbau unter nitrat- und eisen(III)reduzierenden Bedingungen unterschiedliche Ergebnisse dokumentiert, ebenso für den Abbau von 3-Methylthiophen unter eisen(III)-reduzierenden Bedingungen. Ein Abbau wurde für alle drei Substanzen, wenn überhaupt, dann nur in den Versuchsansätzen ohne Schadstoffdotierung beobachtet. Bei allen weiteren betrachteten schwefelhaltigen Heterozyklen wird zumindest unter aeroben Bedingungen ein vollständiger Abbau im Versuchszeitraum dokumentiert.

Tabelle 18: Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der untersuchten schwefelhaltigen Heterozyklen

S-HET	S-HET						
	Aerobe Abbaubersuche: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Aerobe Abbaubersuche: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Nitratreduzierende Abbaubersuche: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Eisen(III)reduzierende Abbaubersuche: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Eisen(III)reduzierende Abbaubersuche: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Sulfatreduzierende Abbaubersuche: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Sulfatreduzierende Abbaubersuche: Grundwasser mit Schadstoffdotierung
Thiophen	++	-	- +	- +	-	n.a.	-
2-Methylthiophen	+++	-	n.a.	n.a.	- (50% Abbau)	+	-
3-Methylthiophen	+++	-	n.a.	- +	-	+	-
2,5-Dimethylthiophen	+++	++	-	-	- (80% Abbau)	n.a.	-
2,3-Dimethylthiophen	++	++	n.a.	-	- (60% Abbau)	n.a.	-
Benzothiophen	+	++	-	-	-	-	-
2-Methylbenzothiophen	n.a.	+++	n.a.	n.a.	-	n.a.	-
3-Methylbenzothiophen	++	+++	-	-	-	+	-
5-Methylbenzothiophen	++	++	-	-	-	-	-
3,5-Dimethylbenzothiophen	+++	++	n.a.	n.a.	-	-	-
Dibenzothiophen	++	++	-	-	-	-	-
4-Methyldibenzothiophen	n.a.	+++	-	-	-	-	-
2-Phenylphenol	++	+++	n.a.	n.a.	+	n.a.	-
Aerober Abbau: ++++ → Abbau bis < BG in 10 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 25 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 50 Tagen + → Abbau bis < BG in 100 Tagen - → kein Abbau bis < BG in 150 Tagen			Anaerober Abbau: ++++ → Abbau bis < BG in 40 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 70 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 100 Tagen + → Abbau bis < BG in 250 Tagen - → Abbau bis < BG in 300 Tagen				
+ - → unterschiedliche Ergebnisse in verschiedenen Versuchsansätzen derselben Versuchsreihe							
n.a. → nicht analysiert							

Abbau von O-HET unter wechselnden Redoxbedingungen

Im Folgenden werden die Ergebnisse des Abbaus der sauerstoffhaltigen Heterozyklen dargestellt. Insgesamt wurden acht O-HET untersucht, wobei 2- und 3-Methylbenzofuran nicht getrennt voneinander bestimmt werden können. Als erste Substanz wird unter eisen(III)-reduzierenden Bedingungen Benzofuran bis unterhalb der Bestimmungsgrenze abgebaut. Nach etwas mehr als hundert Tagen wird auch 2-Methyldibenzofuran abgebaut. Die übrigen sauerstoffhaltigen Heterozyklen werden erst nach Zugabe von Sauerstoff als Elektronenakzeptor umgesetzt. Hierbei wird Xanthenon zunächst langsamer abgebaut als die übrigen Substanzen. Zu Versuchsende wird Xanthen als letzte Substanz dieser Schadstoffklasse nachgewiesen (Abbildung 46). Nach 430 Tagen sind alle Schadstoffkonzentrationen unterhalb der Bestimmungsgrenzen.

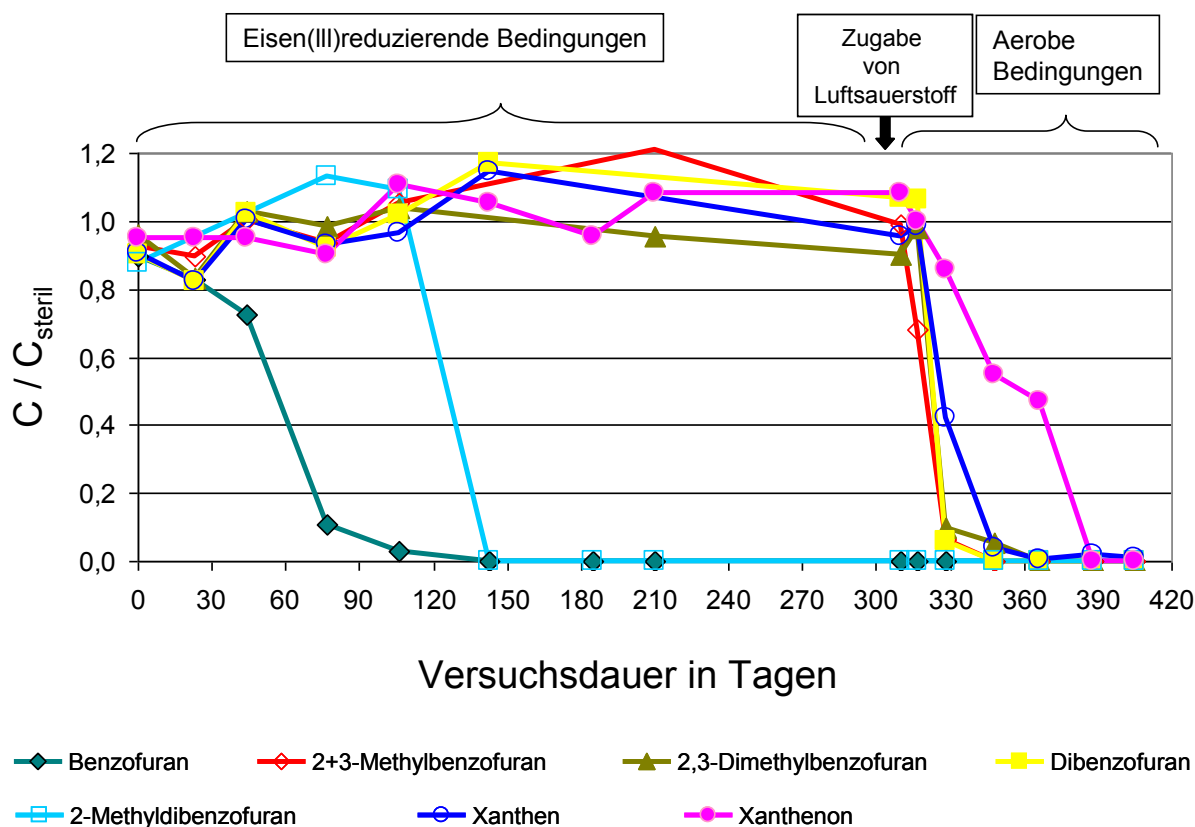


Abbildung 46: Abbau der untersuchten O-HET unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)-reduzierend und aerob

Die Abbaureihenfolge der O-HET wird anhand der sich ändernden Schadstoffprofile (Abbildung 47) verdeutlicht. Anhand der prozentualen Anteile wird der schnelle Abbau von Benzofuran ersichtlich, darüber hinaus wird deutlich, dass 2-Methyldibenzofuran bei Versuchsbeginn nur in sehr geringer Konzentration im Versuchsansatz vorhanden war. Diese Substanz konnte aufgrund von Lieferschwierigkeiten nicht wie die anderen O-HET auf-

dotiert werden. Die deutlich sichtbare Änderung des Schadstoffprofils während der eisen(III)-reduzierenden Versuchsphase, geht auf den Abbau von Benzofuran zurück. Danach bleibt das Schadstoffprofil über mehr als 200 Tage so gut wie unverändert. Erst mit Zugabe von Sauerstoff als Elektronenakzeptor werden 2- und 3-Methylbenzofuran, 2,3-Dimethylbenzofuran, Dibenzofuran, Xanthenon und zum Schluss ist auch Xanthen nicht mehr nachweisbar.

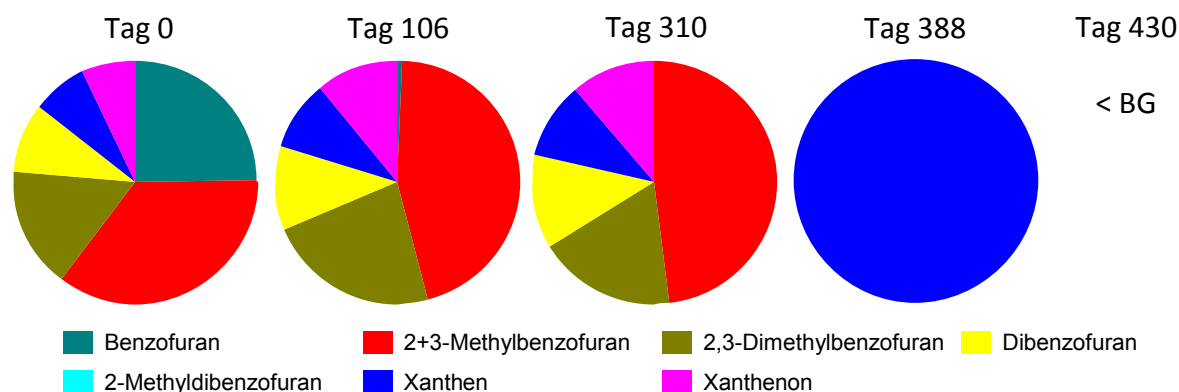


Abbildung 47: Änderung der prozentualen Zusammensetzung der sauerstoffhaltigen Heterozyklen im Versuchsverlauf

Für Benzofuran ist der Abbau unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen bereits in der Literatur beschrieben. SAGNER (2009) beobachtete in ihren Untersuchungen einen Konzentrationsrückgang von Benzofuran innerhalb von 1100 Tagen. TIEHM et al (2011b) beschreiben ebenfalls den mikrobiellen Abbau von Benzofuran in eisen(III)reduzierenden Labormikrokosmen. Dabei zeigte sich in Versuchsansätzen mit Sediment der schnellste Abbau. Als weitere Stimulation des mikrobiellen Abbaus von NSO-HET unter eisen(III)-reduzierenden Bedingungen erwies sich die Zugabe von leicht verwertbarem Substrat wie beispielsweise Acetat [SAGNER, (2009)]. Die Verfügbarkeit von Eisen(III) als Elektronenakzeptor scheint die anaerobe Umsetzung von Benzofuran stark zu begünstigen.

In weiteren anaeroben Versuchen dieser Studie wurden geringe Konzentrationen von Benzofuran nur im Versuchsansatz ohne Schadstoffaufdotierung unter sulfatreduzierenden Bedingungen abgebaut, allerdings nicht in der Versuchsreihe mit aufdotierten Schadstoffen unter sulfatreduzierenden Bedingungen (Tabelle 19). DYREBORG et al (1997) konnten keinen Abbau von Benzofuran unter sulfatreduzierenden oder methanogenen Bedingungen nachweisen. TIEHM et al (2011b) beobachteten nur in einigen Versuchsansätzen einen Benzofuranabbau unter sulfatreduzierenden Bedingungen. Ein Grund für diese unterschiedlichen Beobachtungen könnte eine cometabolische Umsetzung von Benzofuran sein. SAFINOWSKI et al (2006) beschreiben den cometabolischen Abbau von Benzofuran mit 2-Methylnaphthalin und Naphthalin als Primärsubstrate unter anaeroben Bedingungen. Ähnlich wie Naphthalin wird Benzofuran in vorliegender Studie nur schadensherdnah an den unter-

suchten Standorten nachgewiesen. Evtl. wird diese Substanz gemeinsam mit Naphthalin anaerob schnell umgesetzt.

Der Abbau von 2-Methyldibenzofuran unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen in vorliegender Studie erscheint überraschend. Diese Substanz findet sich im Feld häufig auch noch am äußeren Rand der Schadstofffahne und wird in keinem der anderen Abbauversuche unter anaeroben Bedingungen abgebaut (Tabelle 19). Auch TIEHM et al (2011b) stellten in anaeroben Mikrokosmen keine vollständige Umsetzung fest, beobachtet wurde allerdings eine deutliche Konzentrationsabnahme in einigen Mikrokosmen unter eisen(III)-reduzierenden Bedingungen. In vorliegender Versuchsreihe konnte 2-Methyldibenzofuran nicht wie die anderen O-HET aufdotiert werden und lag daher in wesentlich geringerer Ausgangskonzentration vor (Anhang 9.10). Evtl. wird 2-Methyldibenzofuran unter anaeroben Bedingungen ebenfalls cometabolisch abgebaut und konnte in dieser geringen Konzentration von den entsprechenden Mikroorganismen mit umgesetzt werden. Die übrigen aufdotierten sauerstoffhaltigen Heterozyklen 2- und 3-Methylbenzofuran, 2,3-Dimethylbenzofuran, Dibenzofuran, Xanthen und Xanthenon werden erst nach Zugabe von Luftsauerstoff bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut. Der Abbau von Dibenzofuran, den beiden einfach methylierten Benzofuranen, sowie 2,3-Dimethylbenzofuran erfolgt sofort, leicht verzögert werden dann Xanthen und Xanthenon umgesetzt. Nach den Ergebnissen der Feldstudien wäre allerdings bereits unter anaeroben Bedingungen der Abbau von Dibenzofuran zu erwarten gewesen, da diese Substanz häufig nur schadensherdnah nachgewiesen wird (Abbildung 23). Während in vorliegender Studie Dibenzofuran ausschließlich unter aeroben Bedingungen abgebaut wird (Tabelle 19), wiesen TIEHM et al (2011b) in einigen eisen(III)-reduzierenden Versuchsansätzen einen Abbau nach. SAGNER (2009) beobachtete keinen Abbau dieser Substanz unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen. Evtl. erfolgt auch der Abbau von Dibenzofuran cometabolisch unter anaeroben Bedingungen. Die Vermutung liegt nahe, dass bei vielen NSO-HET der Abbau unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen stark abhängig von der Verfügbarkeit von Cosubstraten ist.

Aerob wird Dibenzofuran schnell umgesetzt, in vorliegender Studie ohne Lag-Phasen wie sie beispielsweise von DYREBORG et al (1997) beschrieben werden. Eine schnelle Umsetzung von Dibenzofuran unter aeroben Versuchsbedingungen wird auch von HARRAR (2004) und SCHNEIDER (2013) beschrieben. Nach Angaben in der Literatur ist aerob ein metabolischer Abbau von Dibenzofuran möglich [MONNA et al (1993)], daneben werden auch cometabolische Prozesse beschrieben [BECHER et al (2000)]. Der aerobe Abbau von 2- und 3-Methylbenzofuran wurde bereits von HARRAR (2004) und SCHNEIDER (2013) gezeigt. TIEHM et al (2011b) zeigten in Abbauversuchen einen Konzentrationsrückgang der betreffenden Substanzen auch unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen, allerdings ausschließlich in Versuchsansätzen mit Sediment. Sorptionseffekte sind hier nicht auszuschließen. Im Feld

sind 2- und 3-Methylbenzofuran sowie 2,3-Dimethylbenzofuran zusammen mit 2-Methyldibenzofuran häufig am äußeren Schadstofffahnenrand nachweisbar (Abbildung 23, Abbildung 27). Außer im Fall von 2-Methyldibenzofuran spiegeln die beschriebenen Ergebnisse des vorliegenden Abbaubversuchs sehr gut die Verhältnisse *in situ* wider, denn unter den vorwiegend anaeroben Bedingungen im Feld findet offensichtlich ebenfalls kein vollständiger Abbau dieser Substanzen statt.

Xanthen und Xanthenon werden an keinem der vier untersuchten Standorte in hohen Konzentrationen im Grundwasser nachgewiesen. Im für die Abbaubversuche genutzten Grundwasser lagen die Konzentrationen beider Substanzen vor der Schadstoffdotierung jeweils unterhalb der Bestimmungsgrenzen. Der verzögerte Abbau könnte demnach daran liegen, dass die Mikroorganismen nicht an den Abbau adaptiert sind. In Abbaubversuchen von SCHNEIDER (2013) mit Grundwasser desselben Standortes gehörten Xanthen und Xanthenon ebenfalls zu den Substanzen die als letztes unter aeroben Bedingungen abgebaut wurden. Die Konzentration von Xanthen lag in genannter Studie nur geringfügig über der Bestimmungsgrenze, Xanthenon wurde im Grundwasser des Versuchsansatzes nicht nachgewiesen [SCHNEIDER (2013)]. Diese Ergebnisse sprechen für eine fehlende Anpassung der Mikroorganismen im verwendeten Grundwasser. Die Persistenz von Xanthen unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen wird von SAGNER (2009) beschrieben. Auch unter aeroben Versuchsbedingungen verläuft der Abbau nicht immer vollständig [HARRAR (2004)]. In weiteren Abbaubversuchen im Rahmen der vorliegenden Studie wurden Xanthen und Xanthenon unter aeroben Bedingungen schnell umgesetzt (Tabelle 19), was die Ergebnisse von ZAWADSKY (2007) zum aeroben Abbau von Xanthen bestätigt. Unter sulfatreduzierenden Bedingungen wurde ein Abbau von Xanthenon innerhalb von 250 Tagen beobachtet (Tabelle 19). Aufgrund der Toxizität sowie der hormonähnlichen Wirksamkeit [TIEHM et al (2014), BRINKMANN et al (2014)] sind beide Substanzen an teerölkontaminierten Standorten relevant, hohe Konzentrationen sind beispielsweise auch in Prozesswässern der Farbindustrie zu erwarten.

Im Versuchszeitraum wurden alle acht untersuchten O-HET abgebaut, zwei davon bereits unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen. Insbesondere die sauerstoffhaltigen Heterozyklen 2- und 3-Methylbenzofuran, 2,3-Dimethylbenzofuran welche nicht unter anaeroben Bedingungen umgesetzt werden, sind zusammen mit 2-Methyldibenzofuran auch am Fahnenrand der untersuchten Standorte nachweisbar.

In Tabelle 19 sind die Ergebnisse aller im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführten Laborversuche zum Abbau von sauerstoffhaltigen Heterozyklen zusammengefasst. Unter aeroben Bedingungen werden alle untersuchten Substanzen vollständig umgesetzt. Der Abbau unter anaeroben Versuchsbedingungen wurde ausschließlich für Benzofuran gezeigt,

Tabelle 19: Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der sauerstoffhaltigen Heterozyklen

O-HET	Aerobe Abbauersuche: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Aerobe Abbauersuche: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Nitratreduzierende Abbauersuche: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Eisen(III)reduzierende Abbauersuche: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Eisen(III)reduzierende Abbauersuche: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Sulfatreduzierende Abbauersuche: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Sulfatreduzierende Abbauersuche: Grundwasser mit Schadstoffdotierung
Benzofuran	++	++	+	+	+	+	-
2- + 3-Methylbenzofuran	++	++	-	-	-	-	-
2,3-Dimethylbenzofuran	++	++	-	-	-	-	-
Dibenzofuran	++	+++	-	-	-	-	-
2-Methyldibenzofuran	++	++	-	-	-	-	-
Xanthen	++	++	n.a.	n.a.	-	n.a.	-
Xanthenon	++	++	n.a.	n.a.	-	n.a.	+
Aerober Abbau: ++++ → Abbau bis < BG in 10 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 25 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 50 Tagen + → Abbau bis < BG in 100 Tagen - → kein Abbau bis < BG in 150 Tagen			Anaerober Abbau: ++++ → Abbau bis < BG in 40 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 70 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 100 Tagen + → Abbau bis < BG in 250 Tagen - → kein Abbau bis < BG in 300 Tage				
n.a. → nicht analysiert							

5.2.4 Abbau von SCAP unter wechselnden Redoxbedingungen

Aus der Substanzklasse der kurzkettigen Alkylphenole wurden 24 Substanzen aufdotiert. Einige dieser Stoffe konnten mit der gewählten Methode nur in Summe, also nicht als Einzelsubstanzen, bestimmt werden. In Abbildung 48 sind die SCAP-Konzentrationen der drei aktiven Ansätze sowie der Sterilkontrolle aufgezeigt. Die drei aktiven Ansätze zeigen insgesamt ähnliche Konzentrationsverläufe und einen deutlichen Konzentrationsrückgang im Versuchszeitraum. Die Konzentration der Sterilkontrolle bleibt stabil, von einigen kleineren Schwankungen abgesehen. Für die Darstellung der Ergebnisse der Abbauversuche sind die untersuchten SCAP (soweit möglich) in zwei Gruppen aufgeteilt. Die erste Gruppe beinhaltet Phenol, sowie die einfach und zweifach methylierten Phenole. Die zweite Gruppe umfasst die Trimethylphenole, Ethylphenole, Propylphenole und Isopropylphenole.

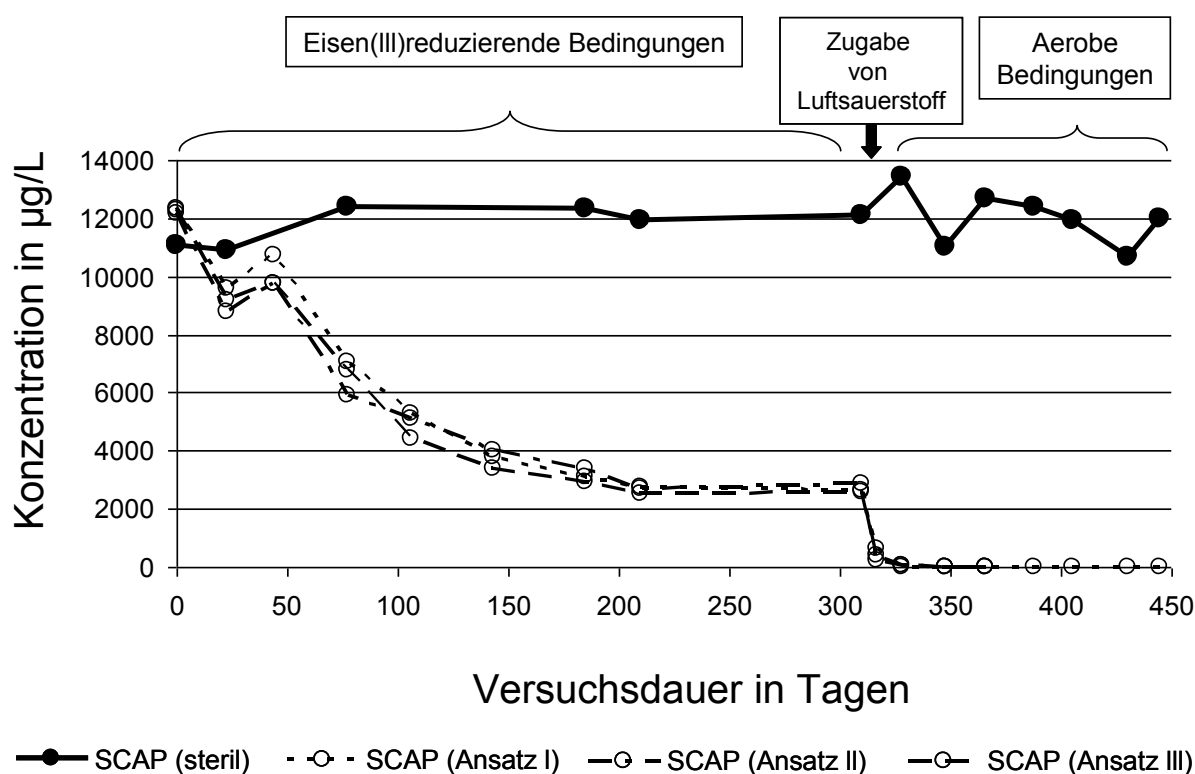


Abbildung 48: Abbau der untersuchten SCAP im Versuchszeitraum im Vergleich zur Sterilkontrolle

In Abbildung 49 sind exemplarisch die Konzentrationen von Phenol und den einfach sowie zweifach methylierten Phenolen eines aktiven Ansatzes relativ zur Sterilkontrolle dargestellt. Bereits in der Versuchsphase mit Eisen(III) als alleinigem Elektronenakzeptor werden fast alle Substanzen zügig umgesetzt. Ausnahme ist hierbei 2,6-Dimethylphenol. Diese Substanz wird erst nach der Zugabe von Luftsauerstoff ebenfalls sehr schnell abgebaut. An Versuchstag 348 sind die Konzentrationen sämtlicher SCAP unterhalb der Bestimmungsgrenzen.

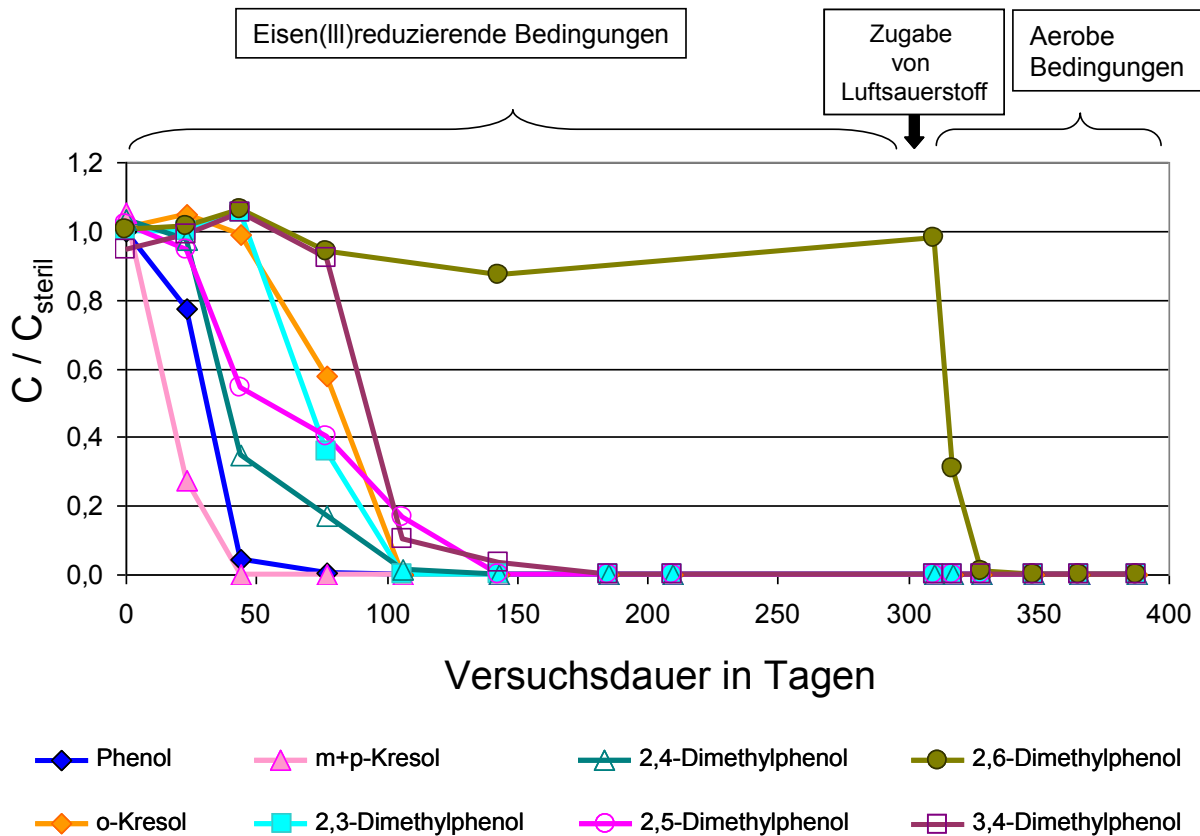


Abbildung 49: Abbau von SCAP unter wechselnden Bedingungen eisen(III)reduzierend und aerob

Die Schadstoffprofile (Abbildung 50) zeigen eine deutliche Änderung der prozentualen Zusammensetzung im Versuchsverlauf bereits im Zeitraum der ersten 100 Versuchstage. Als erstes werden m- und p-Kresol abgebaut, kurz darauf auch Phenol. Die zweifach methylierten SCAP 2,3- und 2,4-Dimethylphenol werden dann noch vor dem einfach methylierten o-Kresol bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut. Die einzige Substanz, die nicht bereits unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen abgebaut wird, ist 2,6-Dimethylphenol. Der Abbau von 2,6-Dimethylphenol erfolgt dann mit Sauerstoff als Elektronenakzeptor, und die Konzentration ist nach 348 Tagen Versuchsdauer unterhalb der Bestimmungsgrenze.

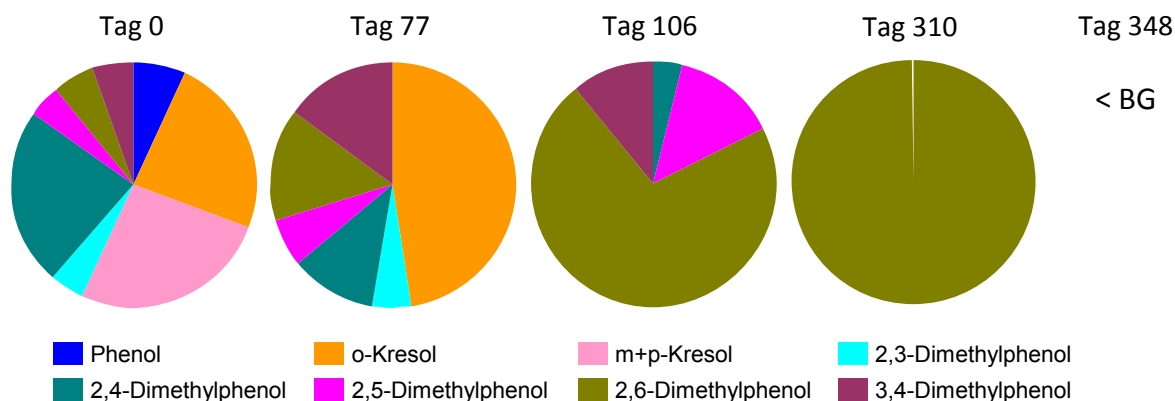


Abbildung 50: Veränderung der Schadstoffprofile der kurzketigen Alkylphenole im Versuchsverlauf

In der zweiten Gruppe der analysierten SCAP werden im ersten Versuchszeitraum unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen 3- und 4-Propylphenol sowie 4-Ethylphenol sehr schnell umgesetzt (Abbildung 51).

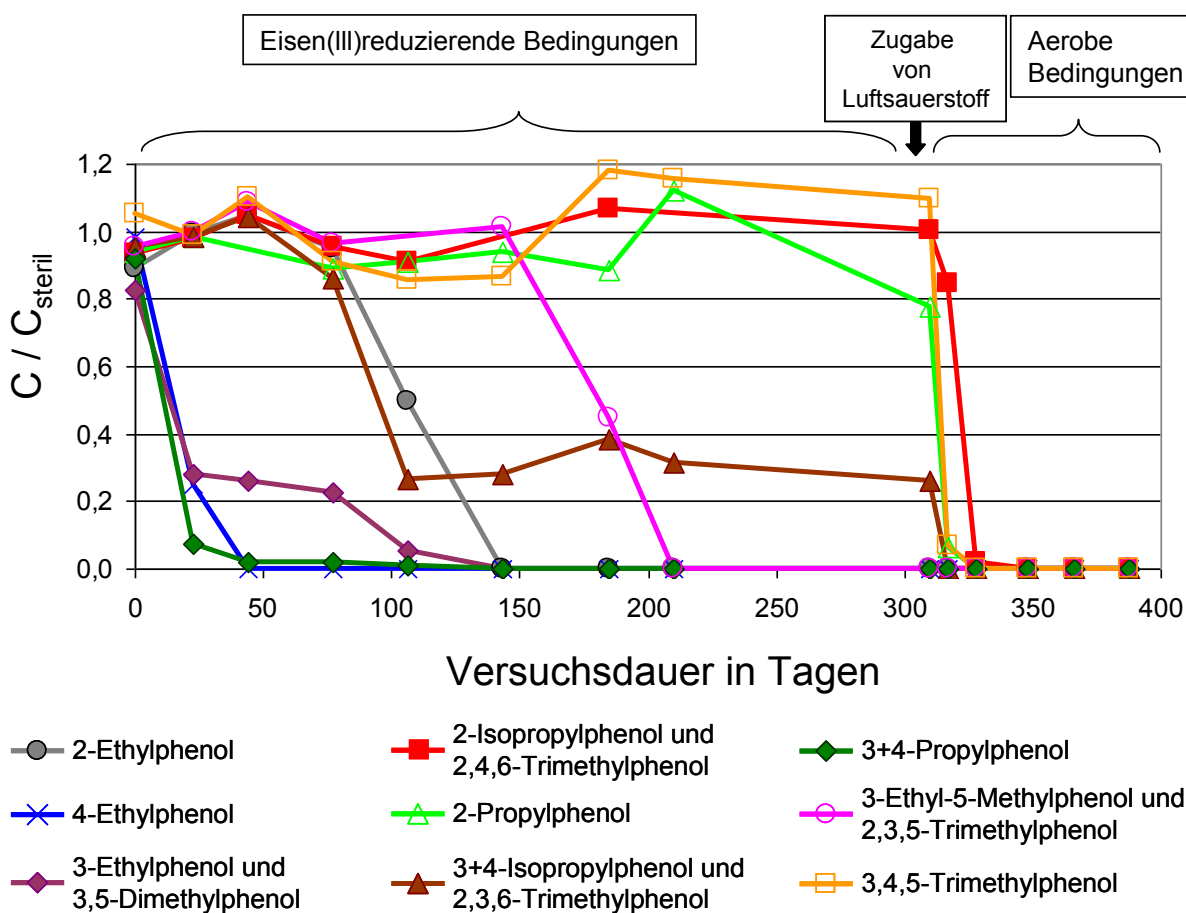


Abbildung 51: Abbau von SCAP unter wechselnden Bedingungen, eisen(III)reduzierend und aerob

Auch die Konzentration der in Summe analysierten SCAP 3-Ethylphenol und 3,5-Dimethylphenol nimmt zunächst schnell ab, der Abbau bis unter die Bestimmungsgrenze dauert dann jedoch mehr als 100 Tage. Ähnlich verläuft die Abbaukurve der ebenfalls gemeinsam bestimmten 3- und 4-Isopropylphenol und 2,3,6-Trimethylphenol. Diese Substanzen werden erst nach Zugabe von Sauerstoff bis unter die Bestimmungsgrenze abgebaut. Auch 3,4,5-Trimethylphenol, 2-Isopropylphenol, 2,4,6-Trimethylphenol und 2-Propylphenol werden nicht unter eisen(III)reduzierenden, sondern erst unter aeroben Versuchsbedingungen abgebaut.

Die Schadstoffprofile verdeutlichen die Veränderung der prozentualen Zusammensetzung im Verlauf des Versuchs (Abbildung 52).

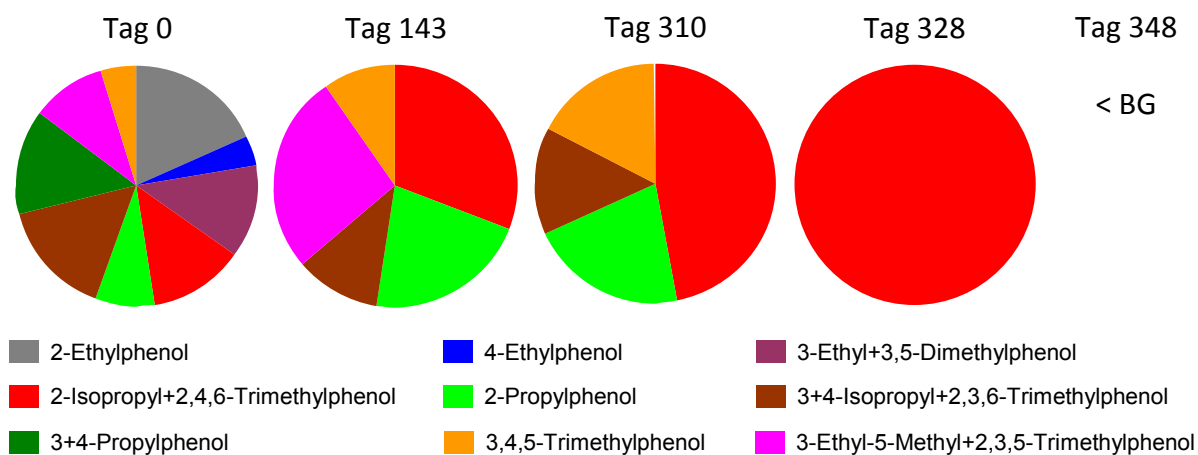


Abbildung 52: Veränderung der Schadstoffprofile der kurzketigen Alkylphenole im Versuchsverlauf

Bereits in den ersten 143 Tagen werden einige kurzketige Alkylphenole bis unter die Bestimmungsgrenzen abgebaut. Sieben der 15 aufdotierten SCAP werden nicht oder nur teilweise unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen umgesetzt. Die letzten Substanzen dieser Schadstoffklasse, deren Konzentrationen über der Bestimmungsgrenze liegen, sind die gemeinsam analysierten 2-Isopropylphenol und 2,4,6-Trimethylphenol. Nach 348 Tagen Versuchsdauer sind auch diese beiden Substanzen nicht mehr nachweisbar.

Ähnlich wie die NSO-Heterozyklen sind auch die kurzketigen Alkylphenole bisher nicht routinemäßiger Bestandteil von Untersuchungen an Altlastenstandorten. Seit 2012 existiert eine Norm für die Analyse ausgewählter Phenole [DIN (2012)]. Im Rahmen vorliegender Arbeit wurde eine andere Methode gewählt, um möglichst viele NSO-HET und SCAP gemeinsam analysieren zu können [TIEHM et al (2011)]. Dies hatte im Fall der kurzketigen Alkylphenole höhere Bestimmungsgrenzen sowie eine fehlende Trennung einzelner SCAP zur Folge.

Insgesamt zeigte sich eine gute Abbaubarkeit der 24 aufdotierten SCAP bereits unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen. Am schnellsten werden m- und p-Kresol, Phenol, 3- und 4-Propylphenol sowie 4-Ethylphenol umgesetzt. Dann erfolgt der Abbau von 2,3-, 2,4-, 2,5-Dimethylphenol, o-Kresol, 3,4-Dimethylphenol 2-Ethylphenol. Der anaerobe Abbau von Phenol und Kresolen ist in der Literatur beschrieben und auch unter nitrat- und sulfat-reduzierenden Bedingungen bereits beobachtet [FLYVBJERG et al (1993)]. Unter eisen(III)-reduzierenden Bedingungen wird neben der vollständigen Umsetzung von Phenol und Kresolen auch der Abbau von 2,3-, 2,4-, 2,5-, 2,6-, 3,4- und 3,5-Dimethylphenol beschrieben [BROHOLM et al (2000)]. In vorliegender Studie konnten diese Ergebnisse bestätigt werden bis auf den Abbau von 2,6-Dimethylphenol, welcher über die Dauer der eisen(III)-reduzierenden Versuchsphase nicht beobachtet wurde. Zum Abbau von 2,6-Dimethylphenol gibt es in der Literatur unterschiedliche Angaben [FLYVBJERG et al (1993), BROHOLM et al (2000), FISCHER et al (2014)]. In weiteren anaeroben Versuchsansätzen im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurde auch unter nitrat- oder sulfatreduzierenden Bedingungen kein Abbau dieser Substanz beobachtet (Tabelle 20). Als letzte Substanzen werden unter eisen(III)-reduzierenden Bedingungen 3-Ethyl-5-Methylphenol und 2,3,5-Trimethylphenol abgebaut. Hierzu existieren keine Vergleichsdaten in der Literatur.

Die Konzentrationen von 2,6-Dimethylphenol, 2-Propylphenol, 3,4,5-Trimethylphenol, 2-Isopropylphenol und 2,4,6-Trimethylphenol blieben über den anaeroben Versuchszeitraum von 310 Tagen konstant. Die in Summe bestimmte Konzentration von 3+4-Isopropylphenol und 2,3,6-Trimethylphenol ging um ca. 60% zurück. Hier könnte ein cometabolischer Abbau vorliegen, oder es wird nur jeweils eine der in Summe bestimmten Substanzen unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen umgesetzt. In der Literatur wird die Umsetzung von 2,4,6-Trimethylphenol beschrieben. Es handelt sich hierbei jedoch um abiotische Reaktionen mit wässrigen Eisen(III)komplexen [AGUER et al (2006)]. LOSKYLL (2014) beschreibt einen unvollständigen Abbau unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen von 2-Isopropylphenol und 2,4,6-Trimethylphenol. Evtl. spielen auch hier abiotische Umsetzungen eine Rolle.

Unter aeroben Versuchsbedingungen werden die verbliebenen fünf SCAP 2,6-Dimethylphenol, 2-Propylphenol, 3,4,5-Trimethylphenol, 2-Isopropylphenol und 2,4,6-Trimethylphenol innerhalb von 38 Tagen bis unter die Bestimmungsgrenze abgebaut. Zum aeroben Abbau dieser fünf Substanzen ist wenig bekannt. ARVIN et al (1991) beobachteten aerob einen bevorzugten Abbau von Phenol und Kresolen. Der Abbau von 2,4-Dimethylphenol und 3,5-Dimethylphenol war während dieser Zeit gehemmt. 2,4,6-Trimethylphenol wurde gar nicht abgebaut. BROHOLM et al (2000) beobachteten einen schnellen und vollständigen aeroben Abbau von Phenol, o- und p-Kresol, 2,5- und 3,4-Dimethylphenol. Der aerobe Abbau von 2,6- und 3,5-Dimethylphenol verlief langsamer und im Fall von 3,5-Dimethylphenol erst nach einem Jahr vollständig. Im Fall von 2,6- und 2,5-Dimethylphenol wird eine abiotische

Umsetzung diskutiert, da es auch in der sterilen Kontrolle zu Konzentrationsverlusten kam [BROHOLM et al (2000)]. DA SILVA et al (2012) zeigten, dass auch sehr hohe Phenolkonzentrationen (>1300 mg/L) bei Zugabe einer Nährstofflösung und Wasserstoffperoxid *in situ* abgebaut werden können.

Im Versuchszeitraum wurden alle 24 untersuchten SCAP abgebaut, viele bereits unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen. Im Rahmen der Felduntersuchungen waren SCAP fast ausschließlich schadensherdnah nachweisbar. Dies spricht für eine sehr gute mikrobiologische Abbaubarkeit, da sich SCAP aufgrund der hohen Wasserlöslichkeit sonst sehr weit im Grundwasserleiter ausbreiten müssten. Im für die Abbauversuche genutzten Grundwasser waren die SCAP-Konzentrationen vor der Aufdotierung unterhalb der Bestimmungsgrenzen, eine Adaptation der Mikroorganismen kann daher eher ausgeschlossen werden. Trotzdem wurden einige SCAP sehr schnell und ohne Verzögerung abgebaut. Auch dies spricht für die gute biologische Abbaubarkeit der Substanzen.

Die folgenden Tabellen (Tabelle 20 und Tabelle 21) geben Auskunft über die Ergebnisse aller im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführten Laborversuche zum Abbau von kurzkettigen Alkylphenolen. Unter aeroben Bedingungen werden alle untersuchten Substanzen vollständig umgesetzt. Unter eisen(III)- oder nitratreduzierenden Versuchsbedingungen wird ein Abbau von vielen Substanzen beobachtet. Ausnahmen sind 2,5- und 2,6-Dimethylphenol, 2-Ethylphenol und 2-Propylphenol unter nitratreduzierenden Bedingungen, 2-Isopropylphenol und 2,4,6-Trimethylphenol, 3- und 4-Isopropylphenol, 2,3,6-Trimethylphenol, sowie 3,4,5-Trimethylphenol unter nitrat- und eisen(III)reduzierenden Bedingungen. Unter sulfatreduzierenden Bedingungen werden ausschließlich Phenol, m- und p-Kresol, 4-Ethylphenol, sowie 3- und 4-Propylphenol innerhalb von 100 Tagen Versuchsdauer abgebaut.

Tabelle 20: Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der kurzkettigen Alkylphenole Phenol, Kresole und Dimethylphenole

SCAP	Aerobe Abbauprobe: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Aerobe Abbauprobe: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Nitratreduzierende Abbauprobe: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Eisen(III)reduzierende Abbauprobe: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Sulfatreduzierende Abbauprobe: Grundwasser mit Schadstoffdotierung
Phenol	++	+++	+	+	+
o-Kresol	++	+++	++	+	-
m+p-Kresol	++++	+++	+++	++	+
2,3-Dimethylphenol	+++	+++	++	+	-
2,4-Dimethylphenol	+++	+++	+	+	-
2,5-Dimethylphenol	++++	+++	-	+	-
2,6-Dimethylphenol	++	+++	-	-	-
3,4-Dimethylphenol	+++	++++	+++	+	-
Aerober Abbau: +++++ → Abbau bis < BG in 10 Tagen ++++ → Abbau bis < BG in 25 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 50 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 100 Tagen + → Abbau bis < BG in 100 Tagen - → kein Abbau bis < BG in 150 Tagen			Anaerober Abbau: +++++ → Abbau bis < BG in 40 Tagen ++++ → Abbau bis < BG in 70 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 100 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 100 Tagen + → Abbau bis < BG in 250 Tagen - → kein Abbau bis < BG in 300 Tagen		

Tabelle 21: Ergebnisse der aeroben und anaeroben Mikrokosmenversuche zum mikrobiologischen Abbau der kurzkettigen Alkylphenole Ethylphenole, 3,5-Dimethylphenol, Isopropylphenole, Trimethylphenole, Propylphenole und 3-Ethyl-5-Methylphenol

SCAP	Aerobe Abbauprobe: Grundwasser ohne Schadstoffdotierung	Aerobe Abbauprobe: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Nitratreduzierende Abbauprobe: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Eisen(II)reduzierende Abbauprobe: Grundwasser mit Schadstoffdotierung	Sulfatreduzierende Abbauprobe: Grundwasser mit Schadstoffdotierung
2-Ethylphenol	+++	++++	-	+	-
4-Ethylphenol	+++	+++	+++	+++	+
3-Ethylphenol + 3,5-Dimethylphenol	+++	++++	+++	+	- (Abbau 70%)
2-Isopropylphenol + 2,4,6-Trimethylphenol	+++	+++	-	-	-
3+4-Isopropylphenol + 2,3,6-Trimethylphenol	+++	+++	-	-	-
2-Propylphenol	++++	+++	-	+	-
3+4-Propylphenol	+++	+++	+++	+	+
3-Ethyl-5-Methylphenol + 2,3,5-Trimethylphenol	+++	+++	+	+	-
3,4,5-Trimethylphenol	+++	+++	-	-	-
Aerober Abbau: ++++ → Abbau bis < BG in 10 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 25 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 50 Tagen + → Abbau bis < BG in 100 Tagen - → kein Abbau bis < BG in 150 Tagen			Anaerober Abbau: ++++ → Abbau bis < BG in 40 Tagen +++ → Abbau bis < BG in 70 Tagen ++ → Abbau bis < BG in 100 Tagen + → Abbau bis < BG in 250 Tagen - → kein Abbau bis < BG in 300 Tagen		

5.2.5 Bilanzierung der Abbauversuche unter wechselnden Redoxbedingungen

Der im Versuchsverlauf beobachtete Schadstoffabbau kann über den Rückgang des jeweiligen Elektronenakzeptors bzw. über den Nachweis der gebildeten Respirationsprodukte bilanziert werden. Die organischen Schadstoffe dienen in der Regel als Kohlenstoffquelle und Elektronendonator. Benötigt wird des Weiteren ein Elektronenakzeptor, hierfür kommen neben Sauerstoff auch Nitrat, Eisen(III), Mangan(IV), Sulfat oder Carbonat infrage (Kapitel 1.2.1). In vorliegender Versuchsreihe wurden Eisen(III) und Sauerstoff als terminale Elektronenakzeptoren (TEA) zugegeben. Um Aussagen über den Bedarf an TEA für den mikrobiellen Abbau eines Schadstoffs treffen zu können, kann die stöchiometrische Beziehung zwischen Substrat und TEA ohne Berücksichtigung der Biomassebildung herangezogen werden, um den „utilization factor“ zu bestimmen. Der „utilization factor“ gibt den Bedarf an TEA für eine vollständige Mineralisierung des Schadstoffs an [WIEDEMEIER et al (1999)]. In Tabelle 22 ist der Bedarf an Eisen(III) und Sauerstoff exemplarisch für einen der drei aktiven Versuchsansätze dargestellt. Der „utilization factor“ wurde für die einzelnen Schadstoffgruppen MAK, PAK, NSO-HET und SCAP gemittelt. Der Sauerstoffbedarf bezieht sich auf die Schadstoffmenge der nicht bereits unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen abgebauten Substanzen.

Tabelle 22: Bedarf an Eisen(III) und Sauerstoff als terminale Elektronenakzeptoren zur vollständigen Mineralisierung der dotierten Schadstoffe

	abgebaute Schadstoffe in µg/L		Bedarf Eisen(III) in mg/L $\sum \text{Schadstoffe} \cdot \text{utilization factor} = \sum \text{Eisen(III)}$	Bedarf Sauerstoff in mg/L $\sum \text{Schadstoffe} \cdot \text{utilization factor} = \sum \text{Sauerstoff}$
	Eisen(III)	aerob		
MAK	2971	1016	65,1	3,3
PAK	930	355	19,3	1,1
NSO-HET	4034	2705	72,2	7,1
SCAP	9697	611	212,4	2,0
gesamt	17632	4687	369	13,5
zugegeben			ca. 1300	keine definierte Menge
gemessen			Werte zwischen 128 und 145	Werte zwischen 0,6 und 7,1

In Tabelle 22 ist die hohe Differenz der zugegebenen Menge an Eisen(III) und den gemessenen Werten auffällig. Der Bedarf an Eisen(III) für die im Versuchszeitraum unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen abgebauten Schadstoffe übersteigt um mehr als das Doppelte die in diesem Zeitraum mit dem Schnelltest nachgewiesene Menge des Gesamteisens und liegt um ca. Faktor 10 unter den zugegebenen Konzentrationen. Dieses Ergebnis

legt nahe, dass der Nachweis mit der gewählten Methode unvollständig ist. Offensichtlich stand ausreichend dreiwertiges Eisen als Elektronenakzeptor zur Verfügung, sonst wäre eine geringere Schadstoffmenge abgebaut worden. Ein ähnlicher Effekt wird auch von SAGNER (2009) und LOSKYLL (2014) beschrieben. Auch in diesen Versuchen zum Abbau unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen kommt es zu massiven Minderbefunden des zugegebenen dreiwertigen Eisens. LOSKYLL (2014) erklärt den Minderbefund mit der Schwierigkeit der Bestimmung eines Parameters in der Flüssigphase, der aufgrund seiner Wasserunlöslichkeit in der Festphase vorliegt. Der rotbraune Bodensatz in den eisen(III)-reduzierenden Ansätzen, sowie die Umsetzung der Schadstoffe in vorliegender Studie legen nahe, dass Eisen(III) in ausreichender Menge vorhanden war, jedoch mit gewählter Methode nur zum Teil erfasst werden konnte.

Auch bei der Bilanzierung über das Respirationsprodukt Eisen(II) kommt es zu massiven Minderbefunden. In Tabelle 23 sind die Summen der in den drei aktiven Versuchsansätzen unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen abgebauten Schadstoffe und die Konzentration des dabei entstandenen Respirationsproduktes Eisen(II) dargestellt.

Tabelle 23: Elektronenakzeptorbilanz der drei Versuchsansätze im Zeitraum der eisen(III)reduzierenden Bedingungen

	Ansatz I	Ansatz II	Ansatz III
Summe abgebauter Schadstoffe in mg/L	17,6	17,3	16,3
Anstieg Eisen(II)konzentration in mg/L (gemessen)	+ 22,5	+25,5	+19,3
Mit gemessener Menge Eisen(II) stöchiometrisch möglicher Abbau in mg/L	1,1	1,3	1

Es wird ersichtlich, dass die tatsächlich abgebaute Schadstoffmenge weit über der anhand der gemessenen Eisen(II)konzentration stöchiometrisch möglichen liegt. Die Werte alternativer Elektronenakzeptoren wie Sulfat bleiben über den Versuchszeitraum stabil (Anhang 9.10), eine parallel ablaufende Sulfatreduktion ist demnach eher auszuschließen. Auch TIEHM et al (2011b) beschreiben „Bilanzlücken“ zwischen berechnetem und tatsächlichem Schadstoffabbau, wenn auch in weitaus geringerem Maß (ca. Faktor 4). Erklärt wird diese Diskrepanz mit der Annahme, dass die Schadstoffe nicht vollständig zu Kohlendioxid umgesetzt wurden, sondern auch zum Aufbau von Biomasse genutzt wurden. In diesem Fall ist der Bedarf an TEA geringer als bei der vollständigen Mineralisierung zum reinen Energiegewinn [TIEHM et al (2011b)].

Nach Zugabe von Luftsauerstoff wurden die Versuchsansätze aerob weitergeführt. Mit jeder Probenahme wurde Sauerstoff in die Batchflasche eingetragen und stand als Elektronen-

akzeptor in ausreichender Menge zur Verfügung. Die Messwerte zeigen, dass die insgesamt für den Abbau zur Verfügung gestellte Sauerstoffmenge die benötigten 13,5 mg/L Sauerstoff übersteigen. Der Abbau aller noch nachweisbaren organischen Schadstoffe im aeroben Versuchszeitraum wäre demnach stöchiometrisch möglich gewesen.

5.3 Vergleichende Diskussion der Felddaten mit den Ergebnissen der Laborversuche

Die Auswertung der Feld- und Laboruntersuchungen ergibt am Referenzstandort Gaswerk Germersheim ein deutliches Potential für Natural Attenuation. Neben abnehmenden Schadstoffkonzentrationen sind auch die sich ändernden Schadstoffprofile in den Schadstofffahnen deutliche Hinweise auf mikrobiologische Schadstoffminderungsprozesse am Standort.

Die Ergebnisse der Laborversuche zeigen, dass der Rückgang der Schadstoffkonzentrationen im Feld auf mikrobiologische Prozesse zurückgeführt werden kann, denn der Abbau der Schadstoffe erfolgte auch unter wechselnden eisen(III)reduzierenden und aeroben Redoxbedingungen. Diese Ergebnisse verdeutlichen gleichzeitig das Potential für Enhanced Natural Attenuation am Standort. Teilweise spiegeln die Ergebnisse der Laborversuche die Verhältnisse im Feld wider und schaffen damit das nötige Prozessverständnis für Natural Attenuation an Standorten mit instationären Grundwasserfließ- und Redoxbedingungen. Die hydrochemischen Untersuchungen belegen den regelmäßigen Eintritt von Sauerstoff in den Grundwasserleiter des Referenzstandortes. Anhand der Laborversuche wurde gezeigt, dass die meisten der am Standort nachgewiesenen Substanzen bei Verfügbarkeit von Sauerstoff als Elektronenakzeptor schnell umgesetzt werden.

Für die in vorliegender Arbeit vorgestellten Laborversuche wurden Grundwasserproben des Referenzstandorts mit teerölbürtigen Schadstoffen aufdotiert. Die Schadstoffkonzentrationen in den Versuchsansätzen überstiegen die originär im Grundwasser nachgewiesenen teilweise um ein Vielfaches, zudem wurden insbesondere im Fall der NSO-HET und SCAP auch Substanzen aufdotiert, die am Standort nicht nachweisbar waren.

In Tabelle 13, Kapitel 4.3.8 sind die an den vier Standorten erarbeiteten Leitsubstanzen der einzelnen Schadstoffgruppen aufgeführt. Bei den monoaromatischen Kohlenwasserstoffen werden schadensherdnah Inden, Indan, Toluol, Benzol und Ethylbenzol, im Abstrom vor allem Benzol und Indan nachgewiesen. Wie zu erwarten werden Toluol und Ethylbenzol unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen im Laborversuch umgesetzt (Abbildung 36). Der Abbau von Inden und Benzol erfolgt erst unter aeroben Bedingungen. Im Fall von Inden ist dieses Ergebnis unerwartet. Auch der Abbau von Indan bereits unter eisen(III)reduzierenden Bedingungen ist aufgrund der Felddaten überraschend. In Tabelle 15 sind die Ergebnisse aller Versuchsreihen zum Abbau der MAK aufgeführt. Im Rahmen dieser Arbeit wurde Indan unter allen Versuchsbedingungen außer unter sulfatreduzierenden abgebaut, während Inden ausschließlich unter aeroben Versuchsbedingungen umgesetzt wird. Nach diesen Ergebnissen wäre eher eine weitere Ausbreitung von Inden im Feld zu erwarten als von

Indan. Die Tatsache, dass Indan im Feld an vielen Standorten im Abstrom nachzuweisen ist, könnte ein Hinweis auf vorwiegend sulfatreduzierende Bedingungen an einem Standort sein.

Bei den PAK gibt es eine gute Übereinstimmung zwischen den Feld- und Labordaten. Naphthalin und 2-Methylnaphthalin werden im Feld vorwiegend schadensherdnah nachgewiesen, in den Laborversuchen erfolgt der Abbau dieser Substanzen bereits unter anaeroben Versuchsbedingungen, unter aeroben Bedingungen werden alle weiteren untersuchten PAK abgebaut, auch das am Fahnenrand dominierende Acenaphthen (Abbildung 39, Tabelle 16).

Bei der bisher weniger untersuchten Schadstoffgruppe der NSO-Heterozyklen gibt es ebenfalls Übereinstimmungen zwischen Feld- und Labordaten. Im Fall der stickstoffhaltigen N-HET konnte im Laborversuch der Abbau von Chinolin, einigen einfach methylierten Chinolinen und Isochinolin gezeigt werden. Diese Substanzen werden im Feld, wenn überhaupt, dann nur in schadensherdnahen Bereichen nachgewiesen. Der fehlende Nachweis im Feld könnte demnach bereits ein Hinweis auf sehr gute mikrobiologische Abbaubarkeit sein. Erst unter aeroben Bedingungen werden dann auch Carbazol sowie die dimethylierten Chinoline 2,4- und 2,6-Dimethylchinolin abgebaut. Im Feld sind diese Substanzen aufgrund der schlechten Abbaubarkeit unter anaeroben Bedingungen eher in Fahnenrandbereichen nachweisbar. Sowohl bei den S-HET als auch bei den O-HET ist auffällig, dass im Abstrom der prozentuale Anteil der methylierten Substanzen zunimmt, beispielsweise 3- und 5-Methylbenzothiophen, 2- und 3-Methylthiophen oder die methylierten Benzofurane und 2-Methyldibenzofuran. Diese Ergebnisse lassen sich gut anhand der Laborversuche nachvollziehen, denn die beschriebenen Substanzen werden ausschließlich unter aeroben Versuchsbedingungen umgesetzt. Auch der Nachweis von Benzofuran in schadensherdnahen Bereichen erscheint plausibel, wird Benzofuran doch unter anaeroben Bedingungen in fast allen Versuchsansätzen abgebaut (Abbildung 45, Tabelle 19). In gewissem Gegensatz dazu steht die Beobachtung von Benzothiophen, Dibenzothiophen und Dibenzofuran ausschließlich in schadensherdnahen Grundwasserbereichen des Referenzstandortes. Ein Abbau dieser Substanzen konnte ausschließlich unter aeroben Versuchsbedingungen nachgewiesen werden (Abbildung 44, Abbildung 45, Tabelle 18, Tabelle 19). In Kapitel 5.2.3 wurde bereits der cometabolische Abbau einiger dieser Substanzen diskutiert, welcher die widersprüchlichen Ergebnisse teilweise erklären könnte. Im Grundwasser der Vergleichsstandorte wurden genannte Substanzen teilweise auch im Abstrom detektiert. Dies könnte ein Hinweis sein, dass am Referenzstandort Gernersheim die mikrobiologischen Abbauprozesse besonders ausgeprägt sind, und/oder cometabolische Prozesse im Vergleich mit den anderen Standorten verstärkt ablaufen.

6 Schlussbetrachtung

Die erzielten Ergebnisse des vom Land Rheinland-Pfalz geförderten Forschungsprojektes stellen eine wichtige Grundlage für die Altlastenbearbeitung dar. Von besonderer Bedeutung sind dabei die innovativen Erkenntnisse zur Verstärkung der natürlichen Schadstoffminderungsprozesse (Natural Attenuation) unter den in der Nähe eines Oberflächengewässers vorherrschenden instationären Grundwasserfließ- und Redoxbedingungen. Bislang unbeantwortete wissenschaftliche Fragen zu den Auswirkungen instationärer Bedingungen auf Schadstoffabbau, Mikroorganismenpopulationen und Fahnenlänge konnten durch die detaillierten Untersuchungen am Referenzstandort sowie der Untersuchung von Vergleichsstandorten geklärt werden. Die Ergebnisse zeigen, dass sich periodische Wechsel der Redoxverhältnisse, verbunden mit dem Eintrag von Sauerstoff in einen Grundwasserleiter, ausgesprochen günstig auf den Schadstoffabbau und damit die Länge einer Schadstofffahne auswirken können. Das hierbei gewonnene Prozessverständnis kann nun bei Empfehlungen für andere Standorte mit instationären Randbedingungen nutzbringend eingesetzt werden. Der standortübergreifende Aspekt des Forschungsprojekts ist offensichtlich, denn vergleichbare Standorte und Expositionen sind deutschlandweit häufig zu finden. Für Standorte mit instationären Grundwasserfließverhältnissen ist die Frage relevant, ob und wie weit sich mit der Fließrichtungsumkehr tatsächlich auch die Redoxverhältnisse im Grundwasserleiter ändern und ob es zum Beispiel zu einem Eintrag von Sauerstoff kommt. Durch kontinuierliche Messungen mit Hilfe einer Multiparametersonde über den Zeitraum von zwei Jahren konnte der Eintrag von Sauerstoff in Zeiten mit erhöhten Rheinwasserständen nachgewiesen werden. In Abhängigkeit hierzu ändert sich auch das Redoxpotential. Der Nachweis des periodischen Eintrags von Sauerstoff in den Grundwasserleiter ist von besonderer Bedeutung. Zum einen konnte durch Abbaubersuche die schnelle aerobe Umsetzung vieler am Standort gemessenen Substanzen nachgewiesen werden. Zusätzlich kann der in den Grundwasserleiter eingetragene Sauerstoff genutzt werden, um reduziertes Eisen(II) wieder zu oxidieren. Das so entstandene dreiwertige Eisen steht den Mikroorganismen dann wieder als Elektronenakzeptor zur Verfügung (Pendelprozess). Die Bedeutung von Eisen(III) als Elektronenakzeptor wurde ebenfalls anhand von Labormikrokosmen nachgewiesen. Die günstigen Auswirkungen instationärer Redoxbedingungen sind demnach anhand von Feld- und Labordaten belegt.

Auch hinsichtlich des Parameterumfangs der an teerölkontaminierten Standorten relevanten Schadstoffe wurden durch das erweiterte Schadstoffspektrum wichtige Erkenntnisse gewonnen, welche unmittelbar auf andere Standorte übertragbar sind. Als Leitsubstanzen können folgende nach Schadstoffgruppen geordnete Substanzen dienen:

Monoaromatische Kohlenwasserstoffe: Zusätzlich zu den routinemäßig untersuchten BTEX-Aromaten erwiesen sich Indan und Inden als relevante Substanzen. Während der Nachweis von Inden häufig auf Bereiche des Schadensherdes beschränkt bleibt, ist Indan die Substanz unter den untersuchten Monoaromaten, die am weitesten im Abstrom nachgewiesen wird. Sowohl Benzol als auch Indan waren an allen untersuchten Standorten auch am Fahnenrand nachweisbar. Indan ist in vielen Messstellen die am höchsten konzentrierte und in einigen Messstellen die einzige monoaromatische Substanz. Der Nachweis von Indan liefert demnach wichtige Hinweise über die Ausbreitung monoaromatischer Verbindungen an einem Standort.

Polyaromatische Kohlenwasserstoffe: Zusätzlich zu den routinemäßig untersuchten EPA-PAK wurden 1- und 2-Methylnaphthalin betrachtet. 2-Methylnaphthalin ist ähnlich wie Naphthalin auch anaerob sehr gut mikrobiologisch abbaubar und kann damit als Indikator für Schadensherdnähe dienen. 1-Methylnaphthalin ist schwerer abbaubar und am Fahnenrand noch nachweisbar. Der dominierende PAK am Fahnenrand ist Acenaphthen.

NSO-Heterozyklen:

N-HET: Chinolin und einige einfach methylierte Chinoline sind sehr gut mikrobiologisch abbaubar. Ein Nachweis dieser Substanzen kann damit ein Indikator für Schadensherdnähe sein. Carbazol ist in vielen Messstellen dominierend und auch am Fahnenrand häufig zu messen. 2,4- und 2,6-Dimethylchinolin sind ebenfalls schwer abbaubar und nachweisbar am Fahnenrand.

S-HET: Die schwefelhaltigen Heterozyklen werden deutlich schlechter abgebaut als die sauerstoff- bzw. stickstoffhaltigen Heterozyklen. Vor allem Benzothiophen findet sich häufig im Schadensherd in hohen Konzentrationen. Methylierte S-Heterozyklen (z. B. 3- und 5-Methylbenzothiophen sowie 2- und 3-Methylthiophen) sowie vereinzelt Dibenzothiophen werden auch am Fahnenrand nachgewiesen.

O-HET: Benzofuran und Dibenzofuran sind gut mikrobiologisch abbaubar und zeigen eine direkte Nähe zum Schadensherd an. 2- und 3-Methylbenzofuran, sowie 2-Methyldibenzofuran sind deutlich schlechter abbaubar und reichern sich relativ am Fahnenrand an.

Sowohl die Feld- als auch die Labordaten belegen die hohe Relevanz der NSO-HET an den untersuchten Standorten. Das Substanzspektrum der 40 analysierten NSO-HET verdeutlicht außerdem die Relevanz von Substanzen, die nicht in der KORA-Liste aufgeführt sind. Dazu zählen z. B. Dibenzothiophen, 5-Methylbenzothiophen und methylierte Thiophene, die auch im Abstrom noch in erhöhten Konzentrationen anzutreffen sind.

Im Rahmen dieses Forschungsprojekts wurde erstmals der Nachweis geführt, dass auch Standorte mit instationären Randbedingungen für MNA-Konzepte in Frage kommen und nicht zwingend mit aufwändigen technischen Maßnahmen saniert werden müssen. Die vorliegenden Ergebnisse belegen aktive Natural Attenuation Prozesse im Feld. Hierfür sprechen neben dem Konzentrationsrückgang im Wesentlichen die verhältnismäßige Änderung der Schadstoffkonzentrationen untereinander, also die Verschiebung der Schadstoffmuster, sowie die Ergebnisse der Abbauprozesse im Labor. Die Nutzung mikrobiologischer Abbauprozesse zur Reduktion organischer Schadstoffe im Grundwasser ist nicht nur umweltschonend und nachhaltig, sondern auch kostengünstig. Durch die Erkenntnisse vorliegender Studie können so wesentlich kostengünstigere Konzepte umgesetzt und erhebliche Einsparungen gegenüber konventionellen Sanierungsmaßnahmen erzielt werden.

7 Eigene Veröffentlichungen

Brinkmann M., Blenkle H., Salowsky H., Bluhm K., Schiwy S., Tiehm A., Hollert H.:
Genotoxicity of heterocyclic PAHs in the micronucleus assay with the fish liver cell line RTL-W1.

PLOS ONE Vol. 9 (1): 1-8 (2014)

Salowsky H., Müller A., Karch U., Schäfer W., Tiehm A.,:
Natural Attenuation von PAK, NSO-HET und Monoaromaten unter instationären Fließ- und Redoxbedingungen.

In: Kursunterlagen zum Seminar 09/2014 „Natural Attenuation (NA) in der Praxis der Altlastenbearbeitung“, Fortbildungsverband Boden und Altlasten Baden-Württemberg, Karlsruhe 07. Okt. 2014: 5/1-5/12 (2014)

Müller A., Salowsky H., Kraßnitzer S., Tiehm A.:
NSO-Heterocycles: Occurrence and biodegradation.

In: 12th International UFZ-Deltares Conference on Groundwater-Soil-Systems and Water Resource Management, Barcelona, Spain, 16-19 April 2013, Book of Abstracts: 128 (2013)

Salowsky H., Müller A., Karch U., Schäfer W., Tiehm A.:
Natural Attenuation (NA) von PAK, NSO-HET und Monoaromaten unter instationären Fließ- und Redoxbedingungen.

In: Symposium Strategien zur Boden- und Grundwassersanierung, DECHEMA, Darmstadt, 28.-29. November 2013, Kurzfassungsband: 56 (2013)

Müller A., Salowsky H., Zawadsky C., Tiehm A.:
NSO-Heterozyklen – Analytik, Vorkommen, Abbauverhalten.

In: Gefährdungsabschätzung Boden-Gewässer, Ministerium für Klimaschutz, Umwelt, Landwirtschaft, Natur- und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen, BEW Kurs Nr. A557, Duisburg, 22. Mai 2012: 9 Seiten (2012)

Müller A., Salowsky H., Zawadsky C., Tiehm A.:
NSO-Heterozyklen – Analytik, Vorkommen, Abbauverhalten.

In: Altlasten und Schadensfälle – Neue Entwicklungen, Hessisches Landesamt für Umwelt und Geologie (HLUG), Flörsheim, 23./24. Mai 2012: 9 Seiten (2012)

Müller A., Salowsky H., Tiehm A.:
NSO-Heterozyklen beim MNA und ENA an Teeröl-kontaminierten Standorten.

In: Kursunterlagen zum Seminar 08/2012 „Natural Attenuation (NA) in der Praxis der Altlastenbearbeitung“, Fortbildungsverband Boden und Altlasten Baden-Württemberg, Karlsruhe 06. Nov. 2012: 3/1-3/8 (2012)

Salowsky H., Müller A., Tiehm A.:

Natural attenuation at an abandoned manufactured gas plant site: Pollutant profiles and biodegradation of NSO-heterocycles, BTEX and PAH.

In: Proceedings of the 23rd International Symposium on Polycyclic Aromatic Compounds (ISPAC 23), Münster, Germany, September 4-8, 2011: 211 (2011)

Salowsky H., Tiehm A.:

Nachweis, Schadstoff-Zusammensetzung und Abbau von NSO-HET, PAK und BTEX im Grundwasser eines ehemaligen Gaswerks.

In: Kursunterlagen zum Seminar 09/2011 „Natural Attenuation (NA) in der Praxis der Altlastenbearbeitung“, Fortbildungsverbund Boden und Altlasten Baden-Württemberg, Mannheim 29. Sept. 2011: 6/1-6/16 (2011)

8 Literatur

- Aguer, J.-P., Mailhot, G., Bolte, M. (2006) Unexpected 2,4,6-trimethylphenol oxidation in the presence of Fe(III) aquacomplexes, *New Journal of Chemistry*, 30, 191–196
- Aislabie, J., Bej, A. K., Hurst, H., Rothenburger, S., Atlas, R. M. (1990) Microbial Degradation of Quinoline and Methylquinolines, *Applied and Environmental Microbiology*, 56, 2, 345–351
- Albrechtsen H.-J., Christensen, T. H. (1994) Evidence for Microbial Iron Reduction in a Landfill Leachate-Polluted Aquifer (Vejen, Denmark), *Applied and Environmental Microbiology*, 60, 11, 3920–3925
- An, Y.-J. (2004) Toxicity of Benzene, Toluene, Ethylbenzene and Xylene (BTEX) Mixtures to *Sorghum bicolor* and *Cucumis sativus*, *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 72, 1006–1011
- Anderson, R. T., Lovley, D. R. (1999) Naphthalene and Benzene Degradation under Fe(III)-Reducing Conditions in Petroleum-Contaminated Aquifers, *Bioremediation Journal*, 3, 2, 121–135
- Annweiler, E., Michaelis, W., Meckenstock, R. U. (2001) Anaerobic Cometabolic Conversion of Benzothiophene by a Sulfate-Reducing Enrichment Culture and in a Tar-Oil-Contaminated Aquifer, *Applied and Environmental Microbiology*, 67, 11, 5077–5083
- Aribike, D. S., Susu, A. A., Nwachukwu, S. C. U., Kareem, S. A. (2008) Biodesulfurization of Kerosene by *Desulfobacterium indolicum*, *Nature and Science*, 6, 4, 55–63
- Aruoja, V., Sihtmäe, M., Dubourguier, H.C., Kahru, A. (2011) Toxicity of 58 substituted anilines and phenols to algae *Pseudokirchneriella subcapitata* and bacteria *Vibrio fischeri*: Comparison with published data and QSARs, *Chemosphere*, 84, 10, 1310–1320
- Arvin E., Jensen B. K., Gundersen T. A. (1989) Substrate Interactions during Aerobic Biodegradation of Benzene, *Applied and Environmental Microbiology*, 55, 12, 3221–3225
- Arvin, E., Jensen, B. K., Gundersen, A. T. (1991) Biodegradation Kinetics of Phenols in an Aerobic Biofilm at low Concentrations, *Water Science & Technology*, 23, 7–9, 1375–1384
- Baumgartner, L. K., Reid, R. P., Dupraz, C., Decho, A. W., Buckley, D. H., Spear, J. R., Przekop, K. M., Visscher, P. T. (2006) Sulfate reducing bacteria in microbial mats: Changing paradigms, new discoveries, *Sedimentary Geology*, 185, 131–145
- Bayona, J. M., Albaiges, J., Solanas, A. M., Pares, R., Garrigues, P., Ewald, M. (1986) Selective Aerobic Degradation of Methyl-Substituted Polycyclic Aromatic Hydrocarbons in Petroleum by Pure Microbial Cultures, *International Journal of Environmental Analytical Chemistry*, 23, 289–303
- BBodSchG Bundesbodenschutzgesetz (1998) Gesetz zum Schutz vor schädlichen Bodenveränderungen und zur Sanierung von Altlasten
- BBodSchV Bundesbodenschutzverordnung (1999) Bundesbodenschutz und Altlastenverordnung
- Becher, D., Specht, M., Hammer, E., Francke, W., Schauer, F. (2000) Cometabolic Degradation of Dibenzofuran by Biphenyl-Cultivated *Ralstonia* sp. Strain SBUG 290, *Applied and Environmental Microbiology*, 66, 10, 4528–4531
- Berghoff, A., Mahro, B., Sagner, A., Tiehm, A. (2007) Methodische Hinweise zur Durchführung von Mikrokosmenversuchen zur Beurteilung von Selbstreinigungsprozessen im Grundwasser (NA), *altlasten spektrum*, 16, 178–186
- Blotevogel, J., Reineke, A.-K., Hollender, J., Held, T. (2008) Identifikation NSO-heterocyclischer Prioritäts-substanzen zur Erkundung und Überwachung Teeröl-kontaminierter Standorte, *Grundwasser – Zeitschrift der Fachsektion Hydrogeologie*, 13, 147–157
- Blum, P., Sagner, A., Tiehm, A., Martus, P., Wendel, T., Grathwohl, P. (2011): Importance of heterocyclic aromatic compounds in monitored natural attenuation for coal tar contaminated aquifers: A review, *Journal of Contaminant Hydrology*, 126, 181–194
- Boll, M., Fuchs, G., Heider, J. (2002) Anaerobic oxidation of aromatic compounds and hydrocarbons, *Current Opinion in Chemical Biology*, 6, 604–611
- Bressler, D. C., Norman, J. A., Fedorak, P. M. (1998) Ring cleavage of sulfur heterocycles: how does it happen? *Biodegradation*, 8, 297–311
- Brinkmann, M., Maletz, S., Krauss, M., Bluhm, K., Schivy, S., Kuckelkorn, J., Tiehm, A., Brack, W., Hollert, H. (2014) Heterocyclic Aromatic Hydrocarbons show Estrogenic Activity upon

- Metabolization in a Recombinant Transactivation Assay, *Environmental Science & Technology*, 48, 5892-5901
- Broholm, M. M., Arvin, E. (2000) Biodegradation of phenols in a sandstone aquifer under aerobic conditions and mixed nitrate and iron reducing conditions, *Journal of Contaminant Hydrology*, 44, 239-273
- Broholm, K, Arvin, E. (2001) Biodegradation of Creosote Compounds: Comparison of Experiments at Different Scales, *Groundwater Monitoring & Remediation*, 101-108
- Caccavo, F. Jr., Lonergan, D. J., Lovley, D. R., Davis, M., Stolz, J. F., McInerney, M. J. (1994) *Geobacter sulfurreducens* sp. nov., a Hydrogen- and Acetate-Oxidizing Dissimilatory Metal-Reducing Microorganism, *Applied and Environmental Microbiology*, 60, 10, 3752-3759
- Cantin, L.-D., Liang, S., Ogutu, H., Iwuagwu, C. I., Boakye, K., Bullock, W. H., Burns, M., Clark, R., Claus, T., delaCruz, F. E., Daly, M., Erhgott, F. J., Johnson, J. S., Keiper, C., Livingston, J. N., Schoenleber, R. W., Shapiro, J., Town, C., Yang, L., Tsutsumi, M., Ma, X. (2007) Indanylacetic acid derivatives carrying aryl-pyridyl and aryl.pyrimidinyl tail groups-newclasses of PPAR γ/δ and PPAR $\alpha/\gamma/\delta$ agonists, *Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters*, 17, 4, 1056-1061
- ChemIDplus, U.S. National Library of Medicine, <http://chem.sis.nlm.nih.gov/chemidplus>, abgerufen Dezember 2014
- Christensen, T. H., Bjerg, P. L., Banwart, S. A., Jakobsen, R., Heron, G., Albrechtsen, H.J. (2000) Characterization of redox conditions in groundwater contaminant plumes, *Journal of Contaminant Hydrology*, 45, 165-241
- Colavecchia, M. V., Backus, S. M., Hodson, P. V., Parrott, J. L. (2004) Toxicity of oil sands to early life stages of fathead minnows (*Pimephales promelas*), *Environmental Toxicology and Chemistry*, 23, 7, 1709-1718
- Crone, T.J., Tolstoy, M. (2010) Magnitude of the 2010 Gulf of Mexico Oil Leak, *Science*, 330, 634
- Cypionka, H. (2000) Oxygen Respiration by *Desulfovibrio* Species, *Annual Review of Microbiology*, 54, 827-848
- DaSilva, M. L. B., Wendt, M. F., DeOliveira, J. C. S, Schneider, M. R. (2012) In situ source zone sediment mixing coupled to groundwater biostimulation to enhance phenol natural attenuation, *Water Science & Technology*, 66, 1, 130-137
- Dawson J. J. C., Iroegbu, C. O., Maciel, H., Paton, G. I. (2007) Application of luminescent biosensors for monitoring the degradation and toxicity of BTEX compounds in soils, *Journal of Applied Microbiology*, 104, 141-151
- DeAngelis, K. M., Silver W. L., Thompson A. W., Firestone M. K. (2010) Microbial communities acclimate to recurring changes, *Environmental Microbiology*, 12, 3137-3149
- Deina, S., Gessa, C., Manunza, B., Rausa, R., Solinas, V. (1994) Iron(III) reduction by natural humic acids: a potentiometric and spectroscopic study, *European Journal of Soil Science*, 46, 103-108
- Dilling, W., Cypionka, H. (1990) Aerobic respiration in sulfate-reducing bacteria, *FEMS Microbiology Letters*, 71, 1-2, 123-127
- DIN EN ISO 11348-3 (1998) Bestimmung der Hemmwirkung von Wasserproben auf Lichtemission von *vibrio fischeri* (Leuchtbakterientest), Brüssel
- DIN EN ISO 5667-3 (2004) Wasserbeschaffenheit - Probenahme - Teil 3: Konservierung und Handhabung von Wasserproben
- DIN EN ISO 5667-1 (2007) Wasserbeschaffenheit – Probenahme, Anleitung zur Erstellung von Probenahmeprogrammen und Probenahmetechniken
- DIN EN ISO 38407-27 (2012) Bestimmung ausgewählter Phenole in Grund- und Bodensickerwasser, wässrigen Eluat und Perkolaten (F27)
- Dolla, A., Fournier, M, Dermoun, Z. (2006) Oxygen defense in sulfate-reducing bacteria, *Journal of Biotechnology*, 126, 87-100
- Dyreborg S., Arvin E., Broholm K. (1996a) The influence of creosote compounds on the aerobic biodegradation of toluene, *Biodegradation* 6, 97-107
- Dyreborg S., Arvin E., Broholm K. (1996b) Effects of creosote compounds on the aerobic biodegradation of benzene, *Biodegradation*, 7, 191-201

- Dyreborg S., Arvin E., Broholm K., Christensen J. (1996c) Biodegradation of thiophene, benzothiophene and benzofuran with eight different primary substrates, *Environmental Toxicology and Chemistry*, 15, 12, 2290-2292
- Dyreborg S., Arvin E., Broholm K. (1997) Biodegradation of NSO-compounds under different redox conditions, *Journal of Contaminant Hydrology*, 25, 177-197
- Dyreborg S., Arvin E., Broholm K. (1998) Concomitant aerobic biodegradation of benzene and thiophene, *Environmental Toxicology and Chemistry*, 17, 5, 851-858
- Eriksson, M., Sodersten, E., Yu, Z., Dalhammar, G., Mohn, W. W. (2003) Degradation of Polycyclic Aromatic Hydrocarbons at Low Temperature under Aerobic and Nitrate-Reducing Conditions in Enrichment Cultures from Northern Soils, *Applied And Environmental Microbiology*, 69, 1, 275-284
- Falk-Petersen, I.-B., Saethre, L. J., Lonning, S. (1982) Toxic effects of naphthalene and methyl-naphthalenes on marine plankton organisms, *Sarsia*, 67, 3, 171-178
- Ferguson, C. C (1999) Assessing Risks from Contaminated Sites: Policy and Practice in 16 European Countries, *Land Contamination & Reclamation*, 7, 2, 33-54
- Fetzner, S., Tshisuaka, B., Lingens, F. (1998) Bacterial degradation of quinoline and derivatives - pathways and their biocatalysts, *Angewandte Chemie International Edition*, 37, 5, 576-597
- Fischer, S., Licha, T. (2012) Quellen und Vorkommen kurzketziger Alkylphenole (SCAP), *Grundwasser – Zeitschrift der Fachsektion Hydrogeologie*
- Fischer, S., Licha, T., Markelova, E. (2014) Transportverhalten kurzketziger Alkylphenole (SCAP) im Grundwasser und in der Umwelt, *Grundwasser – Zeitschrift der Fachsektion Hydrogeologie*, 19, 119-126
- Flyvbjerg, J., Arvin, E., Jensen, B. K., Olsen, S. K. (1993) Microbial degradation of phenols and aromatic hydrocarbons in creosote-contaminated groundwater under nitrate-reducing conditions, *Journal of Contaminant Hydrology*, 12, 1-2, 133-150
- Förstner, U. (2012) *Umweltschutztechnik*, Berlin Heidelberg: Springer
- Foght, J. (2008) Anaerobic Biodegradation of Aromatic Hydrocarbons: Pathways and Prospects, *Journal of Molecular Microbiology and Biotechnology*, 15, 93-120
- Frimmel, F. H., Abbt-Braun, G. (2006): *Wassertechnologisches und wasserchemisches Praktikum*, Band 44, Schriftenreihe des Lehrstuhls für Wasserchemie und der DVGW- Forschungsstelle am Engler-Bunte-Institut der Universität Karlsruhe
- Fuchs, G., Schlegel, H. G. (2007) *Allgemeine Mikrobiologie*, 8. Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart
- Fuchs, G., Boll, M., Heider, J. (2011) Microbial degradation of aromatic compounds – from one strategy to four, *Nature Reviews, Microbiology*, 9, 803-816
- Gallagher, J. R., Olson, E. S., Stanley, D. C. (1993) Microbial desulfuration of dibenzothiophene: A sulfur-specific pathway, *FEMS Microbiology Letters*, 107, 31-36
- Grifoll, M., Selifonov, S. A., Gatlin, C. V., Chapman, P. J. (1995) Actions of a versatile fluorene-degrading bacterial isolate on polycyclic aromatic compounds, *Applied and Environmental Microbiology*, 61, 10, 3711-3723
- Groh, B., Sohr, A. (2003) Branchenbezogene Merkblätter zur Altlastenbearbeitung, Gaswerke/Kokereien, Sächsisches Landesamt für Umwelt und Geologie, Referat Altlasten
- Haeseler, F., Blanchett, D., Druelle, V., Werner, P., Vandecastelle, J.-P. (1999) Ecotoxicological Assessment of Soils of Former Manufactured Gas Plant Sites: Bioremediation Potential and Pollutant Mobility, *Environmental Science & Technology*, 33, 24, 4379-4384
- Haritash, A. K., Kaushik, C. P. (2009) Biodegradation aspects of Polycyclic Aromatic Hydrocarbons (PAHs): A review, *Journal of Hazardous Materials*, 169, 1-15
- Harrar, C., (2004) *Mikrokosmenstudien zur Stimulation des mikrobiellen Abbaus von Hetero-PAK und PAK in Teeröl-kontaminierten Grundwasser (durch Zugabe von Sauerstoff und Wasserstoffperoxid)*, Diplomarbeit Fachhochschule Weihenstephan / DVGW-Technologiezentrum Wasser, Karlsruhe
- HGK (2007) *Hydrogeologische Kartierung und Grundwasserbewirtschaftung im Raum Karlsruhe-Speyer*

- HLUG (2011) Betriebsergebnisse RUST 2011 – Rheinwasseruntersuchungsstation Wiesbaden / Mainz www.rheinwasseruntersuchungsstation.de, abgerufen Dezember 2014
- Hölting, B., Coldewey, W. G. (2013) Hydrogeologie – Einführung in die Allgemeine und Angewandte Hydrogeologie, 8. Auflage, Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg
- HSW Hydrogeologisches Büro Steinbrecher & Wagner GmbH (2008) Abschlussbericht, Bodensanierung / Aushubdurchführung BV Erweiterungsbau Krankenhaus Gelände Mühlenstraße 39, 55543 Bad Kreuznach
- Jahn, M. K., Haderlein, S. B., Meckenstock, R. U. (2005) Anaerobic Degradation of Benzene, Toluene, Ethylbenzene and o-Xylene in Sediment-Free Iron Reducing Enrichment Cultures, *Applied and Environmental Microbiology*, 71, 6, 3355-3358
- Johansen, S. S., Hansen, A. B., Mosbaek, H., Arvin, E. (1996) Method development for trace analysis of heteroaromatic compounds in contaminated groundwater, *Journal of Chromatography A*, 738, 295-304
- Juhasz, A. L., Naidu, R. (2000) Bioremediation of high molecular weight polycyclic aromatic hydrocarbons: a review of the microbial degradation of benzo[a]pyrene, *International Biodeterioration & Biodegradation*, 45, 57-88
- Kaiser, J.-P., Feng, Y., Bollag, J.-M. (1996) Microbial Metabolism of Pyridine, Quinoline, Acridine and their Derivatives under Aerobic and Anaerobic Conditions, *Microbiological Reviews*, 60, 3, 483–498
- Kern, F., Möhser, H., Reinhard, M., Sagner, A., Sorg, K.-P., Tiehm, A. (2007): NSO-Heterozyklen – Vorkommen, Analytik, Beurteilung – Hinweise für die Praxis. Schriftenreihe des Altlastenforums Baden-Württemberg, Heft 12, Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart
- Kim, D., Kim, Y.-S., Kim, S.-K., Kim, S. W., Zylstra, G. J., Kim, Y. M., Kim, E. (2002) Monocyclic Aromatic Hydrocarbon Degradation by *Rhodococcus* sp. Strain DK17, *Applied and Environmental Microbiology*, 68, 7, 3270-3278
- Kim, D., Lee, C. H., Choi, J. N., Choi, K. Y., Zylstra, G. J., Kim, E. (2010) Aromatic Hydroxylation of Indan by o-Xylene-Degrading *Rhodococcus* sp. Strain DK17, *Applied and Environmental Microbiology*, 76, 1, 375-377
- Kjeldsen K. U., Joulain, C., Ingvorsen, K. (2004) Oxygen Tolerance of Sulfate-Reducing Bacteria in Activated Sludge, *Environmental Science & Technology*, 38, 2038-2043
- Kodama, K. (1977) Co-metabolism of dibenzothiophene by *Pseudomonas jianii*, *Agricultural and Biological Chemistry*, 41, 7, 1305-1306
- Kropp, G. K., Anderson, J. T., Fedorak, P. M. (1997) Bacterial Transformations of 1,2,3,4-Tetrahydrodibenzothiophene and Dibenzothiophene, *Applied and Environmental Microbiology*, 63, 8, 3032–3042
- LABO (2009) Berücksichtigung der natürlichen Schadstoffminderung bei der Altlastenbearbeitung, Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Bodenschutz, Ständiger Ausschuss Altlasten – ALA, Positionspapier vom 10.12.2009
- LAWA (2010) Ableitung von Geringfügigkeitsschwellenwerten für das Grundwasser: NSO-Heterozyklen, Unterausschuss "Geringfügigkeitsschwellenwerte für NSO-Heterozyklen" des Ständigen Ausschusses „Grundwasser und Wasserversorgung“ der LAWA
- LfU (1997) Stoffverhalten von gaswerkspezifischen Polycyclischen Aromatischen Kohlenwasserstoffen (PAK), Landesanstalt für Umweltschutz Baden-Württemberg, Karlsruhe
- LfU (1997b) Literaturstudie zum natürlichen Rückhalt/Abbau von Schadstoffen im Grundwasser, Landesanstalt für Umweltschutz Baden-Württemberg, Karlsruhe
- Li, R., Tiedje, J. M., Chiu, C., Worden, R. M. (2012) Soluble Electron Shuttles Can Mediate Energy Taxis toward Insoluble Electron Acceptors, *Environmental Science & Technology*, 46, 2813–2820
- Lin, W. C., Coppi, M. V., Lovley, D. R. (2004) *Geobacter sulfurreducens* can grow with Oxygen as a Terminal Electron Acceptor, *Applied and Environmental Microbiology*, 70, 4, 2525–2528
- Lin, C. Y., Wheelock, Å. M., Morin, D., Baldwin, R. M., Lee, M. G., Taff, A., Plopper, C., Buckpitt, A., Rohde, A. (2009) Toxicity and metabolism of methylnaphthalenes: Comparison with naphthalene and 1-nitronaphthalene, *Toxicology*, 260, 1-3, 16-27

- Loesche, W. J. (1969) Oxygen Sensitivity of Various Anaerobic Bacteria, *Applied Microbiology*, 18, 5, 723-727
- Lonergan, D. J., Jenter, H. L., Coates, J. D., Phillips, E. J. P., Schmidt, T. M., Lovley, D. R. (1996) Phylogenetic Analysis of Dissimilatory Fe(III)-Reducing Bacteria, *Journal of Bacteriology*, 178, 8, 2402-2408
- Loskyl, J. M. (2014) Natural Attenuation am Standort Stürmlinger Sandgrube: Abbau teerölbürtiger Schadstoffe unter verschiedenen Redoxbedingungen, Masterarbeit, Karlsruher Institut für Technologie (KIT) / DVGW-Technologiezentrum Wasser, Karlsruhe
- Lovley, D. R., Phillips, E. J. P. (1987) Competitive Mechanisms for Inhibition of Sulfate Reduction and Methane Production in the Zone of Ferric Iron Reduction in Sediments, *Applied and Environmental Microbiology*, 53, 11, 2636-2641
- Lovley, D. R., Lonergan, D. J. (1990) Anaerobic Oxidation of Toluene, Phenol, and p-Cresol by the Dissimilatory Iron-Reducing Organism, GS-15, *Applied and Environmental Microbiology*, 56, 6, 1858-1864
- Lovley D. R., Fraga, J. L., Blunt-Harris, E. L., Hayes, L. A., Phillips, E. J. P., Coates, J. D. (1998) Humic Substances as a Mediator for Microbially Catalyzed Metal Reduction, *Acta hydrochimica et hydrobiologica*, 26, 3, 152-157
- Lovley, D. R (2000) Anaerobic benzene degradation, *Biodegradation*, 11, 2-3, 107-116
- LUBW (2013) Leitfaden Grundwasserprobennahme, Landesanstalt für Umwelt, Messungen und Naturschutz Baden-Württemberg, Karlsruhe
- Mänz, J. S. (2012) NSO-Heterocyclen und verwandte Verbindungen im Grundwasser von teerbelasteten Altlaststandorten und in angrenzenden Fließgewässern – Analytik, Vorkommen und Adsorption auf Aktivkohle, Dissertation, Leuphana Universität Lüneburg
- Marschall, C., Frenzel, P., Cypionka, H. (1993) Influence of oxygen on sulfate reduction and growth of sulfate-reducing bacteria, *Archives of Microbiology*, 159, 168-173
- McFarland, M. J., Sims, R. C. (1991) Thermodynamic framework for evaluating PAH degradation in the subsurface, *Ground Water*, 29, 6, 885-896
- Meckenstock, R. U., Annweiler, E., Michaelis, W., Richnow, H. H., Schink, B. (2000) Anaerobic Naphthalene Degradation by a Sulfate-Reducing Enrichment Culture, *Applied and Environmental Microbiology*, 66, 7, 2743-2747
- Meckenstock, R. U., Safinowski, M., Griebler, C. (2004) Anaerobic degradation of polycyclic aromatic hydrocarbons, *FEMS Microbiology Ecology*, 49, 27-36
- Meyer, S., Steinhart, H. (2000) Effects of heterocyclic PAHs (N,S,O) on the biodegradation of typical tar oil PAHs in a soil/compost mixture, *Chemosphere*, 40, 359-367
- Michels, J., Stuhmann, M., Frey, C., Koschitzky, H.-P. (Hrsg) (2008) Handlungsempfehlungen mit Methodensammlung, Natürliche Schadstoffminderung bei der Sanierung von Altlasten. VEGAS, Institut für Wasserbau, Universität Stuttgart, DECHEMA e.V. Frankfurt
- Monna, L., Omori, T., Kodame, T. (1993) Microbial Degradation of Dibenzofuran, Fluorene, and Dibenzo-p-Dioxin by *Staphylococcus auriculans* DBF63, *Applied and Environmental Microbiology*, 59, 1, 285-289
- Mueller, J. G., Chapman, P. J., Hap Pritchard, P. (1989) Creosote-contaminated sites, Their potential for bioremediation, *Environmental Science & Technology*, 23, 10, 1197-1201
- Mueller, J. G., Middaugh, D. P., Lantz, S. E., Chapman, P. J. (1991) Biodegradation of creosote and pentachlorophenol in contaminated groundwater: chemical and biological assessment, *Applied Environmental Microbiology*, 67, 1277-1285
- Müller, A., Tiehm, A., (2002) Grundwassergefährdungsabschätzung ehemaliges Imprägnierwerk, Wörth – Bericht über Schadstoffverteilung in Boden und Grundwasser sowie orientierende Untersuchungen des natürlichen Schadstoffabbaus im Grundwasser, interner Bericht, unveröffentlicht
- Müller, A., Tiehm, A., (2005) Sanierungsuntersuchung ehemaliges Imprägnierwerk, Wörth – Natürliches Mikrobiologisches Abbaupotential im Grundwasserabstrom, interner Bericht, unveröffentlicht

- Müller, A., Salowsky, H., Kraßnitzer, S., Tiehm, A. (2013) NSO-Heterocycles Occurrence and Biodegradation, AquaConSoil, 16 – 19. April 2013, Barcelona, Spain
- Mundt, M., Althoff, K., Dott, W., Hollender, J., (2003) Microbial Degradation of Tar Oil Compounds under Different Redox Conditions, *Acta Hydrochimica et Hydrobiologica*, 31, 3, 204-212
- Mundt, M. Hollender, J. (2005) Simultaneous determination of NSO-Heterocycles, homocycles and their metabolites in groundwater of tar oil contaminated sites using LC with diode array UV and fluorescence detection, *Journal of Chromatography A*, 1065, 211-218
- Murata, Y., Denda, A., Maruyama, H., Konishi, Y. (1993) Chronic Toxicity and Carcinogenicity Studies of 1-Methylnaphthalene in B6C3F1 Mice, *Toxicological Sciences*, 21, 1, 44-51
- Murata, Y., Denda, A., Maruyama, H., Nakae, D., Tsutsumi, M., Tsujiuchi, T., Konishi, Y. (1997) Chronic Toxicity and Carcinogenicity Studies of 2-Methylnaphthalene in B6C3F1 Mice, *Toxicological Sciences*, 36, 1, 90-93
- Muyzer, G., Stams, A. J. M., (2008) The ecology and biotechnology of sulphate-reducing bacteria, *Nature Reviews Microbiology*, Vol. 6, 441-454
- Myers, R. M., Nealson, K. H. (1988) Bacterial Manganese Reduction and Growth with Manganese Oxide as the Sole Electron Acceptor, www.sciencemag.org, abgerufen Dezember 2014
- Oldfield, C., Pogrebinsky, O., Simmonds, J., Olson, E. S., Kulpa, C. F. (1997) Elucidation of the metabolic pathway for dibenzothiophene desulphurization by *Rhodococcus* sp. strain IGTS8 (ATCC 53968), *Microbiology*, 143, 2961-2973
- Panagos, P., Van Liedekerke, M., Yigini, Y., Montanarella, L. (2013) Contaminated sites in Europe: Review of the Current Situation Based on Data Collected through a European Network, *Journal of Environmental and Public Health*, Hindawi Publishing Corporation
- Parales, R. E., Ditty, J. L., Harwood, C. S. (2000) Toluene-Degrading Bacteria are chemotactic towards the Environmental Pollutants Benzene, Toluene and Trichloroethylene, *Applied and Environmental Microbiology*, 66, 9, 4098-4104
- Pyka, W., Hartmann, R., Huth, R., Meyer, M., (2003) Bewertung der natürlichen Abbauvorgänge am Beispiel einer Mineralölverunreinigung in Geretsried, Symposium zu Bayrischen Forschungsverbundvorhaben, Landesamt für Umweltschutz, Augsburg
- Reineke, A.-K. (2008) Heterocyclic compounds in tar oil contaminated groundwater- occurrence, fate, and indications for natural attenuation –Dissertation, Fakultät für Mathematik, Informatik und Naturwissenschaften, Rheinisch-Westfälische Technische Hochschule Aachen
- Reineke, A.-K., Preiss, A., Elend, M., Hollender, J. (2008) Detection of methylquinoline transformation products in microcosm experiments and in tar oil contaminated groundwater using LC-NMR, *Chemosphere*, 70, 2118-2126
- Richardson, D. J. (2000) Bacterial respiration: a flexible process for a changing environment, *Microbiology*, 146, 551-571
- Richnow, H. H., Annweiler, E., Michaelis, W., Meckenstock, R. U. (2003) Microbial in situ degradation of aromatic hydrocarbons in a contaminated aquifer monitored by carbon isotope fractionation, *Journal of Contaminated Hydrology*, 65, 101-120
- Rivas, I. M. (2001) Cometabolic transformation of thiophene with benzene as primary substrate, Ph.D. thesis, Environment & Resources DTU, Technical University of Denmark
- Rolfe, R. D., Hentges, D. J., Campbell, B., J., Barrett, J. T. (1978) Factors Related to the Oxygen Tolerance of Anaerobic Bacteria, *Applied and Environmental Microbiology*, 36, 2, 306-313
- Royer, R. A., Burgos, W. D., Fisher, A. S. Unz, R. F. Dempsey, B. A. (2002) Enhancement of Biological Reduction of Hematite by Electron Shuttling and Fe (II) Complexation, *Environmental Science & Technology*, 36, 1939-1946
- Safinowski, M., Griebler, C., Meckenstock, R. U. (2006) Anaerobic Cometabolic Transformation of Polycyclic and Heterocyclic Aromatic Hydrocarbons: Evidence from Laboratory and Field Studies, *Environmental Science & Technology*, 40, 13, 4165-4173
- Sagner, A. (2009) Vorkommen, Toxizität und mikrobiologischer Abbau heterozyklischer Kohlenwasserstoffe, Dissertation, Veröffentlichungen aus dem Technologiezentrum Wasser (ISSN 1434-5765), Band 41

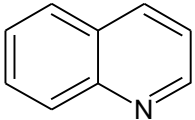
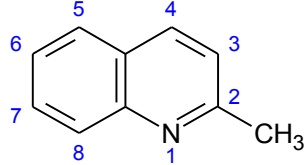
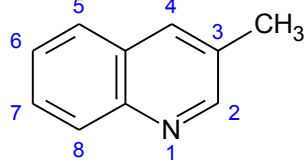
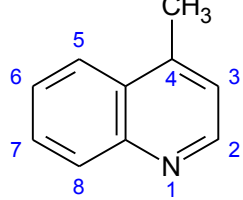
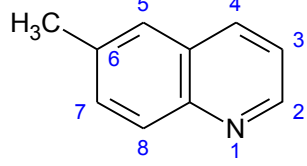
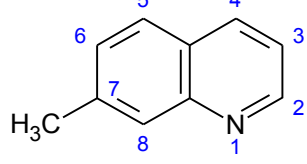
- Sæthre, L. J., Falk-Petersen, I.-B., Sydnæs, L. K., Lønning, S., Naley, A. M. (1984) Toxicity and chemical reactivity of naphthalene and methylnaphthalenes, *Aquatic Toxicity*, 5, 4, 291-306
- Schäfer, W. (2013) Modellhafte Entwicklung und Erprobung eines integrierten NA-Handlungskonzepts für Standorte mit instationären Fließ- und Redoxbedingungen am Beispiel des ehemaligen Gaswerks Germersheim unter Berücksichtigung der Schadstoffgruppen PAK, BTEX und NSO-Heterozyklen, Gesamtbericht zum Grundwassermodell, Steinbeis-Transferzentrum Grundwassermodellierung, Wiesloch
- Schlenges, I., Meyer, D., Palm, W.-U., Ruck, W. (2008) Identification, Quantification and Distribution of PAC-Metabolites, Heterocyclic PAC and Substituted PAC in Groundwater Samples of Tar-Contaminated Sites from Germany, *Polycyclic Aromatic Compounds*, 28, 4-5, 320-338
- Schmidt, K.R., Tiehm, A. (2008) Natural attenuation of chloroethenes: identification of sequential reductive/oxidative biodegradation by microcosm studies, *Water Science & Technology*, 58, 1137-1145
- Schneider, A.-L. (2013) Mikrobieller Abbau von NSO-Heterozyklen, PAK und BTEX unter aeroben und Eisen-(III)-reduzierenden Bedingungen, Diplomarbeit, Karlsruher Institut für Technologie (KIT) / DVGW-Technologiezentrum Wasser, Karlsruhe
- Schulze, S., Tiehm, A. (2004) Assessment of microbial natural attenuation in groundwater polluted with gasworks residues, *Water Science & Technology*, 50, 5, 347-353
- Seymour, D. T., Verbeek, A. G., Hrudevy, S. E., Fedorak, P. M. (1997) Acute Toxicity and Aqueous Solubility of some Condensed Thiophenes and their Microbial Metabolites, *Environmental Toxicology and Chemistry*, 16, 4, 658-665
- Sontheimer, H., Spindler, P., Rohmann, U. (1986) Wasserchemie für Ingenieure, DVGW-Forschungsstelle am Engler-Bunte-Institut der Universität Karlsruhe
- Stupp, H. D. (2001) Migrationsverhalten von PAK in Grundwasserleitern Hinweise für die Anwendung von MNA bei sanierungsbedürftigen Grundwasserverunreinigungen durch PAK, *Altlasten Spektrum* 6/2001, 128 – 136
- Tebo, B. M., Obratsova, A. Y. (1998) Sulfate-reducing bacterium grows with Cr(VI), U(VI), Mn(IV) and Fe(III) as electron acceptors, *FEMS Microbiology Letters*, 162, 193-198
- Trischler und Partner GmbH, (1997) Entwicklung Gewerbepark Bingen-Ost, Sanierungsplan nach § 28 (2) LAbfWAG zur Fortsetzung der Altlastensanierung auf dem ehemaligen Richtberg-Gelände
- Tiehm, A., Schulze, S., (2003): Intrinsic Aromatic Hydrocarbon Biodegradation for Groundwater Remediation, *Oil & Gas Science and Technology*, 58, 4, 449 – 462
- Tiehm, A., Sacher, F., Licha, T., Richter, D., Zawadsky, C., Krassnitzer, S., Rittmeier, M., Lucas, M. (2011): Altlastenbezogene Bewertungs- und Analyseempfehlung für kurzkettige Alkylphenole (SCAP) und NSO-Heterozyklen (NSO-HET) – Modul 2 (Projekt-Nr. B 2.10), Ministerium für Landwirtschaft, Umwelt und Verbraucherschutz Mecklenburg-Vorpommern, Schwerin
- Tiehm, A., Müller, A., Augenstein, T., Schäfer, W. (2011b): Entwicklung und Umsetzung eines MNA-Konzepts an einem teerölkontaminierten Standort – Abschlussbericht zum Modellprojekt „RÜSGES II“, Veröffentlichung aus dem DVGW-Technologiezentrum Wasser Band 51, Karlsruhe
- Tiehm, A., Hollert, H., Müller, A., Schneider, A., Krassnitzer, S., Deutschmann, B., Simon, A., Brinkmann, M., Lehmann, G., Hotz, S., (2014): Altlastenbezogene Bewertungs- und Analyseempfehlung für kurzkettige Alkylphenole (SCAP) und NSO-Heterozyklen (NSO-HET) – Modul 3 (Projekt-Nr. B 2.11), Ministerium für Landwirtschaft, Umwelt und Verbraucherschutz Mecklenburg-Vorpommern, Schwerin
- Tiehm (2014) Grundwasserbiologie – Ökosysteme im Untergrund, *energie I wasser-praxis* 9/2014, (80-84)
- UBA (1995) Stand der Abwassertechnik in verschiedenen Branchen, Texte 72/95, Umweltbundesamt, Berlin
- UBA (2012) Polyzyklische Aromatische Kohlenwasserstoffe: Umweltschädlich! Giftig! Unvermeidbar? Hintergrundpapier, Umweltbundesamt, Dessau-Roßlau
- UBA (2014) Bundesweite Übersicht zur Altlastenstatistik, www.umweltbundesamt.de (abgerufen im Januar 2015)

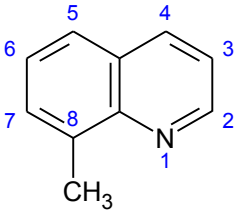
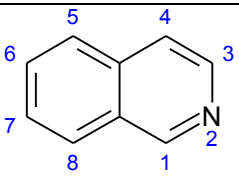
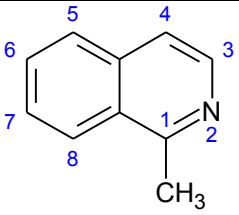
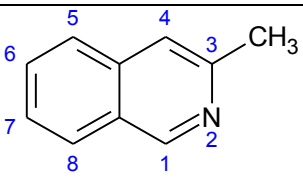
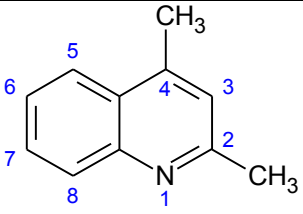
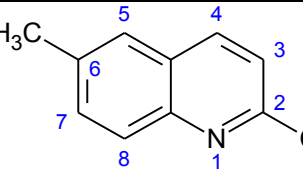
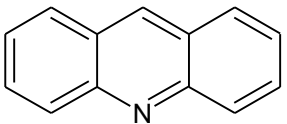
- Van Herwijnen, R., De Graaf, C., Govers, H. A. J., Parsons, J. R. (2009), Estimation of kinetic parameter for the biotransformation of three-ring azaarenes by the phenanthrene-degrading strain *Sphingomonas* SP LH128, *Environmental Toxicology and Chemistry*, 23, 2, 331–338.
- Vollhardt, K. P. C., Schore, N., E. (2003) *Organische Chemie* (Hrsg. Übersetzung: H. Butenschön), Vierte Auflage, Wiley-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA
- Vondráček, J., Švihálková-Šindlerová, L., Pěňčíková, K., Marvanová, S., Krčmář, P., Ciganek, M., Neča, J., Trosko, J. E., Upham, B., Kozubík, A. and Machala, M. (2007) Concentrations of methylated naphthalenes, anthracenes, and phenanthrenes occurring in Czech river sediments and their effects on toxic events associated with carcinogenesis in rat liver cell lines. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 26, 2308–2316
- Wang, Y.-T., Suidan, M. T., Pfeffer, J. T. (1984) Anaerobic Biodegradation of Indole to Methane, *Applied and Environmental Microbiology*, 48, 5, 1058-1060
- Wabbels, D., Teutsch G. (Hrsg.) (2008): Leitfaden Natürliche Schadstoffminderungsprozesse bei mineralölkontaminierten Standorten. KORA Themenverbund 1: Raffinerien, Tanklager, Kraftstoffe/Mineralöl, MTBE, ZAG Universität Tübingen
- Weiner, J. M., Lovley, D. R. (1998) Anaerobic Benzene Degradation in Petroleum-Contaminated Aquifer Sediments after Inoculation with a Benzene-Oxidizing Enrichment, *Applied and Environmental Microbiology*, 64, 2, 775–778
- Werner, P., Börke., P., Hüters, N. (Hrsg.) (2008): Leitfaden „Natürliche Schadstoffminderung bei Teeröhlaltlasten“, Themenverbund 2 „Gaswerke, Kokereien, Teerverarbeitung, (Holz)-Imprägnierung, BMBF-Förderschwerpunkt „Kontrollierter natürlicher Rückhalt und Abbau von Schadstoffen bei der Sanierung kontaminierter Grundwässer und Böden“ (KORA), Technische Universität Dresden, Schriftenreihe des Instituts für Abfallwirtschaft und Altlasten, Band 58
- Wiedemeier, T.H., Rifai, H.S., Newell, C.J., Wilson, J.T. (1999) *Natural Attenuation of Fuels and Chlorinated Solvents in the Subsurface*, John Wiley & sons, New York
- Yu, Y.-G., Loh, K.-C. (2002) Inhibition of p-cresol on aerobic biodegradation of carbazole and sodium salicylate by *Pseudomonas putida*, *Water Research*, 36, 1794–1802
- Zamfirescu, D., Grathwohl, P. (2001) Occurrence and attenuation of specific organic compounds in the groundwater plume at a former gasworks site, *Journal of Contaminant Hydrology*, 53, 407-427
- Zawadsky, C. (2007) Stimulation des biologischen Abbaus von hetero-, poly- und monozyklischen aromatischen Kohlenwasserstoffen im Grundwasser eines teerölkontaminierten Standortes, Diplomarbeit, Hochschule für Technik und Gestaltung, Mannheim / DVGW-Technologiezentrum Wasser, Karlsruhe

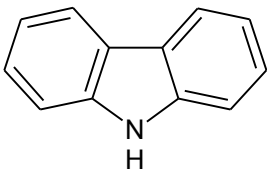
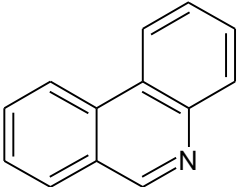
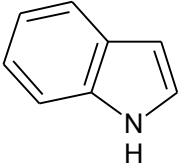

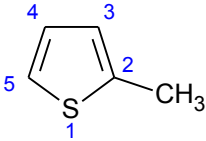
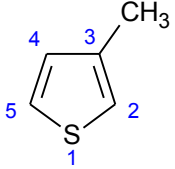
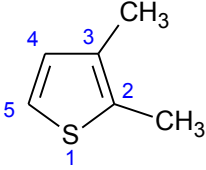
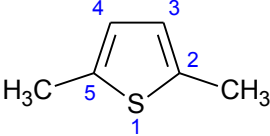
9 Anhang

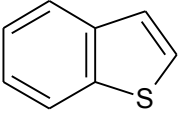
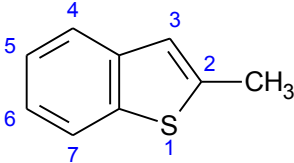
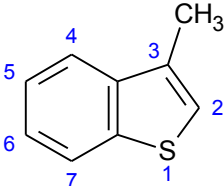
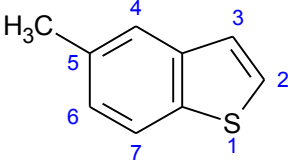
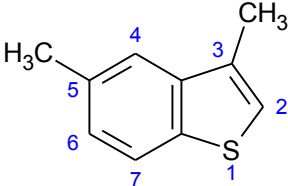
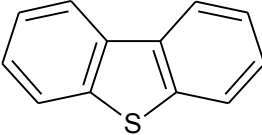
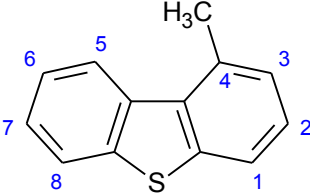
9.1 Strukturformeln und Eigenschaften der zusätzlich zu BTEX und EPA-PAK untersuchten Substanzen

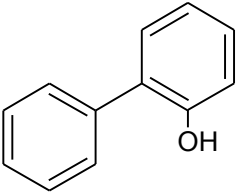
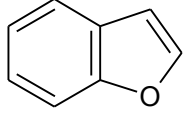
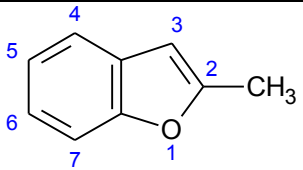
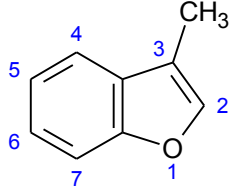
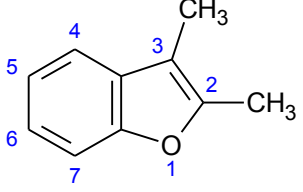
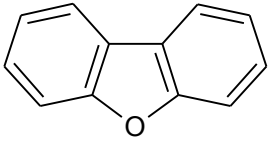
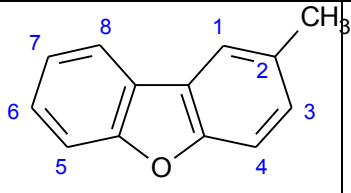
Tabelle 24: Strukturformeln und ausgewählte Eigenschaften so weit verfügbar (Molare Masse, Wasserlöslichkeit, Henry-Koeffizient und Log K_{ow}) der zusätzlich zu BTEX und EPA-PAK untersuchten Substanzen [TIEHM et al (2011), LOSKYLL (2014), ChemIDplus]

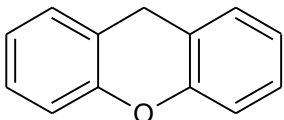
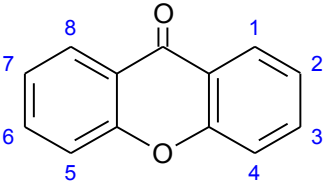
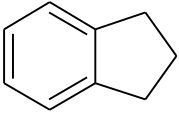
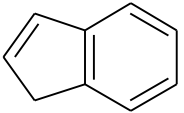
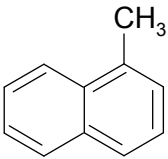
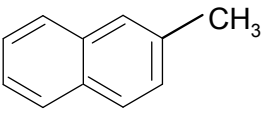
Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [mg/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K_{ow}
Chinolin		129,2	C_9H_7N	6110	$1,67 \cdot 10^{-6}$	2,0
2-Methylchinolin		143,2	$C_{10}H_9N$	499	$7,6 \cdot 10^{-7}$	2,6
3-Methylchinolin		143,2	$C_{10}H_9N$	561	$7,6 \cdot 10^{-7}$	2,5
4-Methylchinolin		143,2	$C_{10}H_9N$	479	$7,6 \cdot 10^{-7}$	2,6
6-Methylchinolin		143,2	$C_{10}H_9N$	631	$7,6 \cdot 10^{-7}$	2,6
7-Methylchinolin		143,2	$C_{10}H_9N$	631	$7,6 \cdot 10^{-7}$	2,5

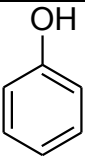
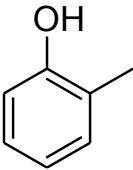
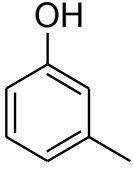
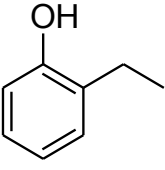
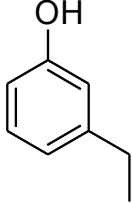
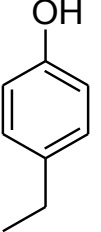
Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [mg/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K _{ow}
8-Methylchinolin		143,2	C ₁₀ H ₉ N	489	7,6*10 ⁻⁷	2,6
Isochinolin		129,2	C ₉ H ₇ N	4520	6,88*10 ⁻⁷	2,1
1-Methyl- isochinolin		143,2	C ₁₀ H ₉ N	656	7,6*10 ⁻⁷	2,7
3-Methyl- isochinolin		143,2	C ₁₀ H ₉ N	418	7,6*10 ⁻⁷	2,7
2,4-Dimethyl- chinolin		157,2	C ₁₁ H ₁₁ N	1800	8,38*10 ⁻⁷	3,2
2,6-Dimethyl- chinolin		157,2	C ₁₁ H ₁₁ N	121	8,38*10 ⁻⁷	3,2
Acridin		179,2	C ₁₃ H ₉ N	38,4	3,97*10 ⁻⁷	3,4

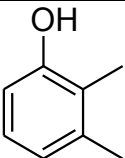
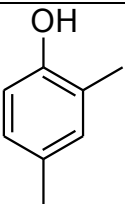
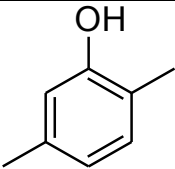
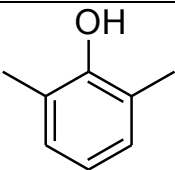
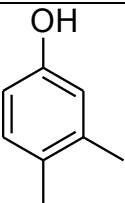
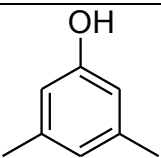
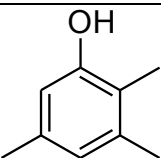
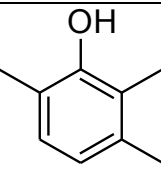
Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [mg/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K _{ow}
Carbazol		167,2	C ₁₂ H ₉ N	1,8	8,65*10 ⁻⁸	3,7
Phenanthridin		179,2	C ₁₃ H ₉ N	300 (20°C)	1,64*10 ⁻⁸	3,5
Indol		117,15	C ₈ H ₇ N	3560	5,28*10 ⁻⁷	2,1
Thiophen		84,1	C ₄ H ₄ S	3010	2,27*10 ⁻³	1,8
2-Methylthiophen		98,2	C ₅ H ₆ S	1210	2,41*10 ⁻³	2,3
3-Methylthiophen		98,2	C ₅ H ₆ S	400	7,15*10 ⁻³ (25°C)	2,3
2,3-Dimethylthiophen		112,2	C ₆ H ₈ S			2,9
2,5-Dimethylthiophen		112,2	C ₆ H ₈ S	352	3,57*10 ⁻³	2,9

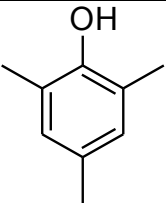
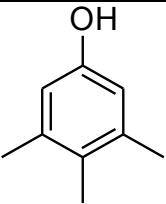
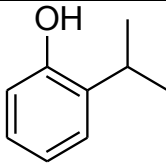
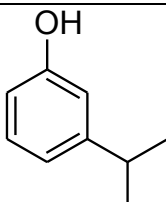
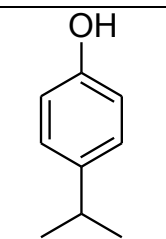
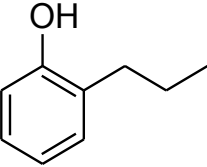
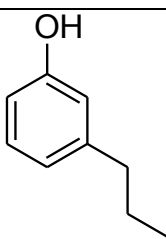
Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [mg/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K _{ow}
Benzothiophen		134,2	C ₈ H ₆ S	130	2,86*10 ⁻⁴	3,1
2-Methyl- benzothiophen		148,2	C ₉ H ₈ S	52,4	3,15*10 ⁻⁴	3,7
3-Methyl- benzothiophen		148,2	C ₉ H ₈ S			
5-Methyl- benzothiophen		148,2	C ₉ H ₈ S	101	3,15*10 ⁻⁴	3,5
3,5-Dimethyl- benzothiophen		162,3	C ₁₀ H ₁₀ S			
Dibenzothiophen		184,3	C ₁₂ H ₈ S	1,47	9,79*10 ⁻⁴ (20°C)	4,4
4-Methyl- dibenzothiophen		198,3	C ₁₃ H ₁₀ S			

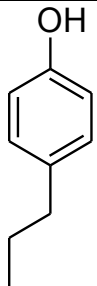
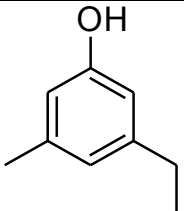
Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [mg/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K_{ow}
Phenylphenol		170,2	$C_{12}H_{10}O$	700	$1,1 \cdot 10^{-6}$ (25°C)	3,1
Benzofuran		118,1	C_8H_6O	678	$5,25 \cdot 10^{-4}$	2,7
2-Methyl- benzofuran		132,2	C_9H_8O	160	$5,79 \cdot 10^{-4}$	3,2
3-Methyl- benzofuran		132,2	C_9H_8O			3,1
2,3-Dimethyl- benzofuran		146,2	$C_{10}H_{10}O$			
Dibenzofuran		168,2	$C_{12}H_8O$	3,1	$2,3 \cdot 10^{-4}$	4,1
2-Methyl- dibenzofuran		182,2	$C_{13}H_{10}O$			

Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [mg/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K_{ow}
Xanthen		182,2	$C_{13}H_{10}O$	1,02	$4,77 \cdot 10^{-5}$	4,2
Xanthenon		197,2	$C_{13}H_8O_2$	4,52	$1,93 \cdot 10^{-7}$	3,4
Indan		118,2	C_9H_{10}	109	$2,01 \cdot 10^{-4}$	3,2
Inden		116,2	C_9H_8	332	$1,59 \cdot 10^{-3}$	2,9
1-Methyl-naphthalin		142,2	$C_{11}H_{10}$	25,8	$5,14 \cdot 10^{-4}$	3,9
2-Methyl-naphthalin		142,2	$C_{11}H_{10}$	24,6	$5,18 \cdot 10^{-4}$	3,9

Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [g/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K _{ow}
Phenol		94,1	C ₆ H ₆ O	102,1	0,138*10 ⁻⁴	1,5
2-Methylphenol (o-Kresol)		108,1	C ₇ H ₈ O	26,8	0,224*10 ⁻⁴	2,1
3-Methylphenol (m-Kresol)		108,1	C ₇ H ₈ O	19,6	0,164*10 ⁻⁴	2,1
2-Ethylphenol		122,2	C ₈ H ₁₀ O	14	0,863*10 ⁻⁴	2,6
3-Ethylphenol		122,2	C ₈ H ₁₀ O	11,3	0,12*10 ⁻⁴	2,6
4-Ethylphenol		122,2	C ₈ H ₁₀ O	8	0,148*10 ⁻⁴	2,6

Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [g/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K _{ow}
2,3-Dimethyl-phenol		122,2	C ₈ H ₁₀ O	6,4	0,138*10 ⁻⁴	2,6
2,4-Dimethyl-phenol		122,2	C ₈ H ₁₀ O	8,2	0,178*10 ⁻⁴	2,6
2,5-Dimethyl-phenol		122,2	C ₈ H ₁₀ O	3,8	0,21*10 ⁻⁴	2,6
2,6-Dimethyl-phenol		122,2	C ₈ H ₁₀ O	6,2	0,825*10 ⁻⁴	2,6
3,4-Dimethyl-phenol		122,2	C ₈ H ₁₀ O	7,2	0,077*10 ⁻⁴	2,6
3,5-Dimethyl-phenol		122,2	C ₈ H ₁₀ O	6,7	0,115*10 ⁻⁴	2,6
2,3,5-Trimethyl-phenol		136,2	C ₉ H ₁₂ O	0,9	0,15*10 ⁻⁴	3,2
2,3,6-Trimethyl-phenol		136,2	C ₉ H ₁₂ O	1,6	0,782*10 ⁻⁴	3,2

Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [g/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K _{ow}
2,4,6-Trimethylphenol		136,2	C ₉ H ₁₂ O	1,4	0,516*10 ⁻⁴	3,2
3,4,5-Trimethylphenol		136,2	C ₉ H ₁₂ O	2,0	0,15*10 ⁻⁴	3,2
2-Isopropylphenol		136,2	C ₉ H ₁₂ O	4,4	0,216*10 ⁻⁴	3,0
3-Isopropylphenol		136,2	C ₉ H ₁₂ O	1,0	0,216*10 ⁻⁴	3,0
4-Isopropylphenol		136,2	C ₉ H ₁₂ O	3,3	0,216*10 ⁻⁴	3,0
2-Propylphenol		136,2	C ₉ H ₁₂ O	1,0	0,216*10 ⁻⁴	3,0
3-Propylphenol		136,2	C ₉ H ₁₂ O	2,7	0,216*10 ⁻⁴	3,0

Substanz	Molekularstruktur	Molare Masse [g/mol]	Formel	Wasserlöslichkeit [g/L] bei 25°C	Henry-Konstante bei 15°C	Log K _{ow}
4-Propylphenol		136.2	C ₉ H ₁₂ O	1.3	0,216*10 ⁻⁴	3,0
3-Ethyl-5-methylphenol		136.2	C ₉ H ₁₂ O	1.8	6,78*10 ⁻⁷	3,1

9.2 Chemikalien

Tabelle 25: Bezugsquellen und Qualität, NSO-HET

Substanzklasse	Name	Bezugsquelle	Qualität
N-HET	Chinolin	abcr	98%
N-HET	2-Methylchinolin	abcr	97%
N-HET	3-Methylchinolin	abcr	98%
N-HET	4-Methylchinolin	abcr	98%
N-HET	6-Methylchinolin	abcr	98%
N-HET	7-Methylchinolin	abcr	97%
N-HET	8-Methylchinolin	abcr	98%
N-HET	2,4-Dimethylchinolin	Alfa Aesar	95%
N-HET	2,6-Dimethylchinolin	abcr	98%
N-HET	Isochinolin	abcr	98%
N-HET	1-Methylisochinolin	abcr	97%
N-HET	3-Methylisochinolin	Sigma	98%
N-HET	Pyrrol	abcr	98%
N-HET	Indol	abcr	99%
N-HET	Acridin	Merck	k. A.
N-HET	Phenanthridin	abcr	98%
N-HET	Carbazol	abcr	95%
S-HET	Thiophen	Sigma	99%
S-HET	2-Methylthiophen	abcr	98%
S-HET	3-Methylthiophen	Alfa Aesar	98+%
S-HET	2,3-Dimethylthiophen	Alfa Aesar	97%
S-HET	2,5-Dimethylthiophen	abcr	98%
S-HET	Benzothiophen	abcr	98%
S-HET	2-Methylbenzothiophen	Sigma	97%
S-HET	3-Methylbenzothiophen	abcr	98%
S-HET	5-Methylbenzothiophen	abcr	98%
S-HET	Dibenzothiophen	abcr	98%
S-HET	4-Methyldibenzothiophen	Sigma	96%
O-HET	Benzofuran	Sigma	99%
O-HET	2-Methylbenzofuran	Sigma	96%
O-HET	3-Methylbenzofuran	Sigma	97%
O-HET	Dibenzofuran	Sigma	98%
O-HET	2-Methyldibenzofuran	Carbone Scientific, UK	97%
O-HET	2,3-Dimethylbenzofuran	Sigma	97%
O-HET	Xanthen	Sigma	99%
O-HET	9-Xanthenon	abcr	99%

Tabelle 26: Bezugsquellen und Qualität, SCAP

Substanz- klasse	Name	Bezugs- quelle	Qualität
SCAP	Phenol	Acros	99+%
SCAP	o-Kresol	Acros	99%
SCAP	m-Kresol	Acros	99%
SCAP	p-Kresol	Acros	99+%
SCAP	2,3-Dimethylphenol	Acros	99%
SCAP	2,4-Dimethylphenol	Acros	99%
SCAP	2,5-Dimethylphenol	Acros	99+%
SCAP	2,6-Dimethylphenol	Acros	99%
SCAP	3,4-Dimethylphenol	Acros	99%
SCAP	3,4,5-Trimethylphenol	Sigma-Aldrich	97%
SCAP	2-Ethylphenol	Sigma-Aldrich	99%
SCAP	3-Ethylphenol	Sigma-Aldrich	95+%
SCAP	3,5-Dimethylphenol	Acros	99%+
SCAP	4-Ethylphenol	Sigma-Aldrich	97%
SCAP	2-Isopropylphenol	Sigma-Aldrich	98%
SCAP	2,4,6-Trimethylphenol	Acros	99%
SCAP	3-Isopropylphenol	Sigma-Aldrich	97%
SCAP	4-Isopropylphenol	Sigma-Aldrich	98%
SCAP	2,3,6-Trimethylphenol	Sigma-Aldrich	95%
SCAP	3-Ethyl-5-methylphenol	Sigma-Aldrich	98+%
SCAP	2,3,5-Trimethylphenol	Acros	98+%
SCAP	2-n-Propylphenol	Acros	98%
SCAP	3-n-Propylphenol	Alfa Aesar	98%
SCAP	4-n-Propylphenol	Alfa Aesar	98%

9.3 Geräte und Materialien

Anaerobbox Custom Chamber (Coy)	→ Batch-Ansätze
Anaerobbeutel AnaeroGen (OXOID)	
Anaerobindikator Anaerobic Indicator (OXOID)	
Batchflaschen, 2, 25 L (Schott)	
Gaschromatograph GC 6890 N (Agilent Technologies)	→ HET, PAK, SCAP, MAK - Analytik
Massenspektrometer 5973 MSD (Agilent Technologies)	
Autosampler 7683 (Agilent Technologies)	
Rollrandfläschchen 1,5 mL, braun (A-Z Analytik-Zubehör)	→ HET, PAK, SCAP, MAK – Analytik
Rollrandmikrofläschchen, klar (A-Z Analytik-Zubehör)	→ HET, PAK, SCAP, MAK – Analytik
Ionenchromatograph 761 Compact IC (Methrom)	→ Ionenanalytik (Nitrit, Nitrat, Sulfat, Phosphat, Chlorid)
Autosampler 813 für IC (Methrom)	
Spritzenvorsatzfilter 0,2 µm (Schleicher & Schuell)	→ IC - Analytik
Luer-Lock Glasspritze, 5 mL, 10 mL, 50 mL (Poulten & Graf)	→ IC – u. GC - Analytik
Glasspritzen 1 µL, 10 µL, 25 µL, 1 mL, 5 mL (Hamilton)	→ GC - Analytik
Mehrkanalpipette Impact 2 (Matrix)	→ MPN
Mikrotiterplatten Nunclon Surface (Nunc)	→ MPN
Sterilbank Biowizard Golden Line (Kojair)	→ MPN
Ecotech Multiparametermesssonde	→ Feldanalytik
Messgerät Multiline 197i (WTW)	→ Probenahme
Sauerstoffelektrode Cellox (WTW)	
Reinigungs- und Elektrolytlösung für Sauerstoffelektroden (WTW)	
pH-Elektrode Sentix 41 (WTW)	
Redoxelektrode Sensolyt PT (WTW)	
Kalibrier- und Prüflösungen für pH, Leitfähigkeit, Redox (WTW)	

Multiparametersonde YSI 600XLM-V2-S (Ecotech)	→ Feldanalytik
Sauerstoffsensor, optisch für YSI 6-Serie (Ecotech)	
pH/Redox Kombi-Sensor YSI 6565 (Ecotech)	
Kalibrier- und Prüflösungen für pH/Redox und Leitfähigkeit (Ecotech)	
Kalibrierkabel YSI 6077 (Ecotech)	→ Auswertung Sonde
Eco-Watch-Software	
Eisen-, Sulfid- CSB-Schnelltest (Nanocolor)	→ Feld- u. Laborversuche
Thermoblock Vario 1 (Nanocolor)	
Vario TOC cube (elementar)	→ Feld- u. Laborversuche
Leuchtbakterien <i>Vibrio fischeri</i>	→ Toxizitätstest
Photometer LumiStox (Dr. Lange)	
Inkubationseinheit Lumistherm (Dr. Lange)	
Messkolben, Nennvolumen 50 mL	→ Extraktion
Überkopfschüttler REAX 2 (Heidolph)	→ Extraktion

9.4 Verwendete Medien, Ansatz und Auswertung Most-Propable-Number Verfahren (MPN)

Tabelle 27: Auswertung und Ansatzbedingungen zur Bestimmung verschiedener Mikroorganismen

Parameter	Gefäß	Inkubation	Auswertung
Gesamtkeimzahl	Mikrotiterplatte	7 Tage	Trübung
BTEX-Verwerter	Glastiterplatte	6 Wochen	Trübung & Färbung
3-Ring PAK-Verwerter	Mikrotiterplatte	3 Wochen	Trübung & Färbung
4-Ring PAK-Verwerter	Mikrotiterplatte	3 Wochen	Trübung & Färbung
2-Ring NSO-HET-Verwerter	Mikrotiterplatte	3 Wochen	Trübung & Färbung
3-Ring NSO-HET-Verwerter	Mikrotiterplatte	3 Wochen	Trübung & Färbung
Denitrifikanten	Mikrotiterplatte	3 Wochen	Bestimmung von Nitrat / Nitrit
Eisen(III)reduzierer	Mikrotiterplatte	3 Wochen	Bipyridin zutropfen → Färbung
Sulfatreduzierer	Mikrotiterplatte	3 Wochen	Schwarzfärbung

Tabelle 28: Verwendete Medien für MPN-Versuchsansätze

Medium	Substanz	Menge	Lösung	Substanz	Menge
Mineralmedium für Gesamtkeimzahl	Hefeextrakt	0,5 g/L	Spurenelementlösung I	Na ₂ EDTA x 2 H ₂ O	0,5 g/L
	Pepton aus Fleisch	0,5 g/L		ZnSO ₄ x 7 H ₂ O	0,01 g/L
	Caseinhydrolysat	0,5 g/L		FeSO ₄ x 7 H ₂ O	0,2 g/L
	Glucose	0,5 g/L		MnCl ₂ x 4 H ₂ O	0,003 g/L
	lösliche Stärke	0,5 g/L		H ₃ BO ₃	0,03 g/L
	Na-Pyruvat	0,3 g/L		CoCl ₂ x 6 H ₂ O	0,02 g/L
	K ₂ HPO ₄ x 3 H ₂ O	0,4 g/L		CuSO ₄ x 2 H ₂ O	0,01 g/L
	MgSO ₄ x 7 H ₂ O	0,05 g/L		NiCl ₂ x 6 H ₂ O	0,006 g/L
Mineralmedium für Denitrifikanten und Schadstoffverwerter	K ₂ HPO ₄	4 g/L	Spurenelementlösung II	Na ₂ WO ₄ x 2 H ₂ O	0,05 g/L
	KH ₂ PO ₄	1 g/L		Na ₂ SeO ₃ x 5 H ₂ O	0,05 g/L
	NH ₄ NO ₃	0,5 g/L		NiCl ₂	0,25 g/L
	MgSO ₄ x7 H ₂ O	0,2 g/L	Vitaminlösung I	Biotin	0,02 g/L
	CaCl ₂ x2 H ₂ O	0,1 g/L		Folsäure	0,02 g/L
Mineralmedium für Sulfatreduzierer	Spurenelementlösung I	5 ml/L		Pyridoxamin	0,1 g/L
	KH ₂ PO ₄	0,2 g/L		Riboflavin (B ₂)	0,05 g/L
	K ₂ HPO ₄	0,8 g/L		Thiamin (B ₁)	0,05 g/L
	MgSO ₄ x 7 H ₂ O	2 g/L		Cyanocobalamin (B ₁₂)	0,001 g/L
	CaCl ₂ x 2 H ₂ O	0,1 g/L		Nicotinamid	0,05 g/L
	Na ₂ SO ₄	0,5 g/L		p-Aminobenzoessäure	0,05 g/L
	NH ₄ Cl	0,5 g/L		Liponsäure	0,05 g/L
	FeSO ₄ x 7 H ₂ O	0,2 g/L		Pantothensäure	0,05 g/L
	TiCl ₃	7,5 ml/L	Vitaminlösung II	Biotin	0,01 g/L
	Spurenelementlösung I	5 ml/L		p-Aminobenzoessäure	0,05 g/L
	Spurenelementlösung II	0,1 ml/L		Cyanocobalamin (B ₁₂)	0,05 g/L
	Natriumcitratlösung 1 mol/L	15 ml/L		Thiamin (B ₁)	0,1 g/L
Mineralmedium für Eisen(III)reduzierer	Vitaminlösung II	1 ml/L	<p>alle Medien und Lösungen wurden in demineralisierten Wasser angesetzt alle verwendeten Substanzen waren in zur-Analyse-Qualität die pH-Werte wurden auf Werte zwischen 6,8 und 7,5 eingestellt alle Medien wurden 20 min bei 121°C autoklaviert anaerobe Medien wurden vor Verwendung entgast Vitaminlösungen wurden sterilfiltriert</p>		
	K ₂ HPO ₄	0,8 g/L			
	KH ₂ PO ₄	0,2 g/L			
	NH ₄ Cl	0,15 g/L			
	MgSO ₄ x 7 H ₂ O	0,05 g/L			
	CaCl ₂ x 2 H ₂ O	0,1 g/L			
	NaCl	0,1 g/L			
	FeCl ₃ x6 H ₂ O	0,5 g/L			
	Saccharose	0,5 g/L			
	Lactose	0,5 g/L			
	Hefeextrakt	0,5 g/L			
	Pepton	0,5 g/L			
	Spurenelementlösung I	1 ml/L			

9.5 Physikochemische Parameter des Rheinwassers (LUBW)

Tabelle 29: Ausgewählte Parameter zur Rheinwassergüte im Jahr 2011
[www.lubw.baden-wuerttemberg.de, bearbeitet]

Datum	Leitfähigkeit [µS/cm]	DOC [mg/L]	Nitrat [mg/L]	pH-Wert	Sauerstoff [mg/L]	Sulfat [mg/L]	SAK-254 [1/m]	Temperatur [°C]	Chlorid [mg/L]
3. Jan. 11	422	1,8	8,6	8,2	11,9	26,5	5,4	5,3	22,8
17. Jan. 11	328	2,5	7,8	8,0	12,5	19,5	8,4	7,3	16,2
31. Jan. 11	422	1,7	8,6	8,2	12,2	28,5	4,7	4,3	22,7
14. Feb. 11	440	1,7	9,1	8,0	11,4	31,0	4,7	8,1	25,2
28. Feb. 11	451	1,8	9,3	8,1	11,5	31,5	4,1	7,7	27,2
14. Mrz. 11	456	1,7	8,9	8,1	11,2	32,0	4,4	9,8	28,2
28. Mrz. 11	463	1,9	8,4	8,0	10,6	29,0	5,1	11,4	25,6
11. Apr. 11	426	1,9	7,8	7,9	9,2	29,5	4,5	15,7	25,3
26. Apr. 11	440	1,8	7,3	7,8	8,8	32,0	4,0	17,2	27,6
9. Mai. 11	438	1,7	7,5	7,9	8,5	33,0	4,0	18,5	27,5
23. Mai. 11	408	2,0	7,1	7,9	8,0	30,5	4,6	20,0	24,8
6. Jun. 11	391	1,8	6,2	7,8	7,6	31,0	4,1	21,2	21,2
20. Jun. 11	377	1,7	5,8	7,8	8,0	31,0	4,0	20,1	20,2
4. Jul. 11	345	2,2	5,1	7,8	8,0	26,5	5,8	20,9	15,8
18. Jul. 11	341	2,4	5,5	7,8	8,2	23,0	7,6	20,1	14,1
1. Aug. 11	338	1,5	4,9	7,8	8,7	26,5	3,8	19,8	13,0
15. Aug. 11	350	1,9	4,9	7,8	8,2	26,5	3,9	20,7	16,2
29. Aug. 11	349	1,9	4,7	7,8	7,6	28,0	4,1	22,4	17,7
12. Sep. 11	353	2,1	5,5	8,0	7,9	26,5	5,7	20,6	15,4
26. Sep. 11	371	1,8	5,1	7,9	8,5	27,0	4,5	19,1	18,8
10. Okt. 11	388	1,5	5,5	7,9	8,7	30,5	3,1	17,3	22,6
24. Okt. 11	364	1,6	5,3	7,9	9,7	29,5	4,3	12,6	18,2
7. Nov. 11	405	1,5	6,0	8,2	9,7	31,5	3,8	13,9	22,9
21. Nov. 11	423	1,5	6,9	8,0	9,9	32,5	4,4	10,9	25,1
5. Dez. 11	382	1,5	7,5	8,1	10,3	32,0	3,9	10,1	26,9
19. Dez. 11	332	2,7	7,5	7,8	12,1	21,0	9,1	7,1	15,2

9.6 Felddaten Referenzstandort Gaswerk Germersheim

Tabelle 30: Felddaten Germersheim Juli 2010, Vor-Ort- und hydrochemische Parameter (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

Messstelle			GWM 21	GWM 20	GWM 17	GWM 15	GWM 11	GWM 14	GWM 12	GWM 8	GWM 1	GWM 2	GWM 5	GWM 6	GWM 19
Datum			05.07.10	05.07.10	05.07.10	05.07.10	06.07.10	06.07.10	06.07.10	06.07.10	06.07.10	06.07.10	07.07.10	07.07.10	07.07.10
Vor-Ort-Parameter															
Temperatur			13,0	13,1	11,7	12,2	12,1	10,7	10,8	12,5	11,8	13,6	11,4	11,9	13,0
pH-Wert			6,9	6,8	6,8	6,8	6,3	6,4	6,4	6,1	6,3	6,2	6,4	6,1	6,2
Sauerstoff			0,1	0,2	0,1	0,1	0,4	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,1
Redoxpotential			-51	-75	-62	-85	192	-113	-113	-105	-52	-59	-104	-101	-64
Leitfähigkeit			793	837	764	742	746	723	779	856	1304	1385	1232	1089	765
Farbung, qualitativ		-	ohne	I. gelblich	ohne	ohne	ohne	I. gelblich	I. gelblich	I. gelblich	I. gelblich	I. gelblich	I. gelblich	I. gelblich	ohne
Trübung, qualitativ		-	ohne	leicht trüb	ohne	ohne	ohne	I. trüb	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne
Geruch, qualitativ		-	ohne	ölig	ölig, modrig	ölig	ohne	modrig	ölig	I. n. H2S	ohne	ölig	ölig	ölig	st. ölig
Farbung, SAK bei 436 nm	0,1	1/m	0,2	0,4	0,2	0,2	< BG	0,4	0,4	0,5	0,3	0,4	0,5	0,5	0,2
Trübung, quantitativ	0,01	FNU	1,1	2,3	1,7	1,0	0,5	0,6	2,3	1,1	0,3	1,4	0,8	1,0	0,7
Trübung, quantitativ (anges.)	0,01	FNU	0,03	0,02	0,06	0,03	0,14	0,09	0,04	0,09	0,03	0,06	0,03	0,04	0,05
Fassungstemperatur		°C	13,0	13,1	11,7	12,2	12,1	10,7	10,8	12,5	11,8	13,6	11,4	11,9	13,0
Elektr. Leitfähigkeit bei 20°C		mS/m	78,0	81,5	72,8	70,4	78,5	70,7	75,8	90,5	124	135	130	122	92,3
Elektr. Leitfähigkeit bei 25°C		mS/m	87	91	81,3	78,6	87,6	78,9	84,6	101	138	151	145	136	103
Sauerstoff	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
pH-Wert bei Fassungstemperatur		-	7,0	7,06	7,04	7,13	6,97	7,24	7,14	6,98	7,04	6,94	7,02	6,97	7,07
pH-Wert nach Calcit-sättig. b. Fassungstemp.		-	6,96	6,95	7,01	7,06	6,92	7,14	7,09	6,91	6,92	6,78	6,81	6,84	6,96
pH-Wertabweichung vom Gleichgewicht		-	0,04	0,11	0,03	0,07	0,05	0,10	0,05	0,07	0,12	0,16	0,21	0,13	0,11
Säurekapazität bis pH = 4,3	0,01	mmol/L	7,82	8,17	7,16	6,8	7,91	6,31	6,61	8,35	8,1	9,52	11,6	9,71	8,17
Basekapazität bis pH = 8,2	0,005	mmol/L	2,02	1,89	1,74	1,38	2,16	0,94	1,24	2,17	1,84	2,69	2,91	2,64	1,79
Härte (Summe Ca- u. Mg-Ionen)		mmol/L	3,88	4,12	3,58	3,43	4,13	3,3	3,49	4,23	5,18	6,81	6,00	5,51	4,36
Calcium	0,5	mg/L	124	136	120	116	141	111	116	143	172	228	197	181	138
Magnesium	0,5	mg/L	19,1	17,6	14,3	12,9	14,9	12,8	14,4	16,2	21,7	27,2	26,3	24,1	22,3
Natrium	0,3	mg/L	28,1	29,1	28,7	29,4	25,6	32,5	37	38,7	75,2	49,7	64,8	58,9	39,6
Kalium	0,3	mg/L	4,0	2,9	2,1	2,4	1,8	3,1	2,7	7,9	18,5	7,9	6,5	16,5	4,9
Ammonium	0,01	mg/L	1,3	1,2	0,35	0,22	< BG	0,48	0,48	1,3	0,16	2,0	3,4	0,61	1,2
Eisen	0,01	mg/L	0,76	2,27	1,46	1,42	0,01	2,43	3,54	5,11	0,16	2,36	7,34	6,53	0,41
Mangan	0,005	mg/L	0,232	0,604	0,415	0,368	0,027	0,681	0,949	0,744	0,46	0,905	1,17	0,735	0,415
Chlorid	1	mg/L	38,1	40,7	34,7	33,7	29,6	45,9	44,5	58,7	138	111	115	106	64
Nitrat	0,5	mg/L	2,6	< BG	4,4	< BG	1,8	< BG	< BG	< BG	10,9	3,2	< BG	< BG	2,6
Nitrit	0,01	mg/L	< BG	< BG	0,08	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,15	< BG	< BG	< BG	0,03
Sulfat	1	mg/L	26,4	32,1	33,9	36,6	43,8	38,3	58,9	42	113	197	46,3	98,9	54,4
Sulfid	0,1	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Methan	10	µg/L	30	40	450	330	< BG	310	23	190	45	12	99	< BG	49
Phosphat, gesamt	0,01	mg/L	0,08	0,22	0,15	0,23	0,03	0,49	0,42	1,7	0,36	0,14	0,77	0,94	0,34
Cyanid, gesamt	0,01	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,16	0,01	< BG	< BG
Cyanid, leicht freisetzbar	0,01	mg/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	< BG	< BG	-	-
TOC	0,3	mg/L	2,3	2,0	1,5	1,7	0,93	3,0	1,8	3,3	3,2	4,1	6,3	3,6	3,1
SAK bei 254 nm	0,1	1/m	5,6	6,1	4,1	4,9	1,5	9,2	6,0	10,9	8,7	11,8	14,7	9,6	8,1
CSB	5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	5,9	< BG	6,4	6,1	8,6	13	6,2	6,0

Messstelle		GWM 18	GWM 4	GWM 13	B6	GWM 24	GWM 7	GWM 23	GWM 3	GWM 22	GWM 10	GWM 16	GWM 9
Datum		07.07.10	07.07.10	07.07.10	08.07.10	08.07.10	08.07.10	08.07.10	08.07.10	08.07.10	12.07.10	12.07.10	12.07.10
Vor-Ort-Parameter													
Temperatur		12,0	11,2	11,1	10,6	13,1	13,6	13,9	14,0	12,5	12,6	11,9	12,3
pH-Wert		6,4	6,4	6,5	6,4	6,4	6,4	6,4	6,4	6,3	6,5	6,5	6,3
Sauerstoff		0,1	0,1	0,0	0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,1	0,1	0,0	0,1
Redoxpotential		-83	-124	-125	-127	-135	-110	-128	-81	-42	-77	-65	-152
Leitfähigkeit		862	938	1066	945	1049	975	986	1065	956	1090	874	938
Färbung, qualitativ		ohne	gelblich	l. gelblich	gelblich	l. gelblich	l. gelblich	l. gelblich	l. gelblich	ohne	l. gelblich	ohne	ohne
Trübung, qualitativ		ohne	ohne	ohne	trüb	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	trüb	leicht trüb
Geruch, qualitativ		st. ölig	st. ölig	st. ölig	ölig	st. ölig	st. ölig	st. ölig	st. ölig	ölig	st. ölig	st. ölig	st. ölig
Färbung, SAK bei 436 nm	0,1	0,2	0,9	0,6	0,8	0,5	0,4	0,6	0,3	0,1	0,3	0,2	0,2
Trübung, quantitativ	0,01	0,5	0,8	1,3	19,0	0,7	0,5	0,8	0,5	0,2	1,5	6,1	4,5
Trübung, quantitativ (anges.)	0,01	0,04	0,07	0,08	0,67	0,06	0,06	0,05	0,04	0,06	0,04	0,11	0,07
Fassungstemperatur		12,0	11,2	11,1	10,6	13,1	13,6	13,9	14,0	12,5	12,6	11,9	12,3
Elektr. Leitfähigkeit bei 20°C		95,9	96,8	118	108	123	116	115	125	119	118	95,9	105
Elektr. Leitfähigkeit bei 25°C		107	108	132	121	137	130	128	140	133	132	107	117
Sauerstoff	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
pH-Wert bei Fassungstemperatur		7,07	7,12	7,1	7,03	7,07	7,07	7,05	7,01	6,95	7,08	7,11	7,06
pH-Wert nach Calcitsättig. b. Fassungstemp.		6,89	6,95	6,9	6,89	6,85	6,88	6,89	6,84	6,77	6,86	6,93	6,88
pH-Wertabweichung vom Gleichgewicht		0,18	0,17	0,2	0,14	0,22	0,19	0,16	0,17	0,18	0,22	0,18	0,18
Säurekapazität bis pH = 4,3	0,01	10,1	9,37	9,21	9,68	9,82	8,85	8,33	9,25	11,8	10,1	9,95	9,87
Basekapazität bis pH = 8,2	0,005	2,28	1,9	1,97	2,38	2,13	1,9	1,87	2,23	3,42	2,19	1,99	2,25
Härte (Summe Ca- u. Mg-Ionen)		4,88	4,46	5,64	4,91	5,97	5,66	5,41	5,79	6,36	5,86	4,96	5,29
Calcium	0,5	156	142	185	162	193	183	176	190	201	186	143	167
Magnesium	0,5	24,1	22,4	25	21	28,1	26,7	24,7	25,6	32,7	29,6	33,8	27,3
Natrium	0,3	37,4	44,3	45,7	52,8	48,3	38,8	41,2	57,2	37,6	47,2	37	40,4
Kalium	0,3	1,9	1,9	3,3	4,5	5,0	5,7	6,0	6,7	5,8	4,0	3,2	5,8
Ammonium	0,01	1,6	1,9	3,7	3,3	6,4	8,4	8,4	5,6	2,9	5,7	1,3	1,9
Eisen	0,01	1,82	9,49	7,09	7,59	6,77	3,41	8,16	2,17	0,07	1,28	0,95	0,3
Mangan	0,005	0,769	1,74	1,17	1,18	1,39	1,32	1,52	1,29	0,753	0,941	1,3	0,54
Chlorid	1	47,9	56,7	97,2	96,3	96,7	81,9	92,3	109	63,7	88,7	48,1	69,9
Nitrat	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,5	< BG	< BG	2,6	2,4
Nitrit	0,01	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,02	< BG	0,02	0,05
Sulfat	1	28,2	31,8	108	31,2	118	150	145	133	77,4	96,8	27,5	52,4
Sulfid	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,38
Methan	10	870	780	30	2100	130	130	49	36	43	130	650	500
Phosphat, gesamt	0,01	0,52	0,47	0,74	2,1	0,50	0,35	0,50	0,36	0,12	0,70	0,25	0,46
Cyanid, gesamt	0,01	0,03	0,07	< BG	< BG	0,08	0,16	0,06	0,05	0,03	0,08	0,05	0,02
Cyanid, leicht freisetzbar	0,01	< BG	< BG	-	-	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
TOC	0,3	3,3	5,0	4,0	6,9	4,2	4,4	4,2	3,8	2,8	3,8	4,6	3,3
SAK bei 254 nm	0,1	9,4	16,2	10,9	21,7	14,2	14,5	14,5	11,5	7,0	12,7	17,4	12,5
CSB	5	6,4	9,2	8,6	17	14	14	13	13	9,2	14	16	11

Tabelle 31: Felddaten Germersheim Juli 2010, MAK-, PAK- und NSO-HET-Konzentrationen (MAK- und PAK-Konzentrationen gemessen von der Abteilung Analytik, TZW)

Messstelle			GWM 21	GWM 20	GWM 17	GWM 15	GWM 11	GWM 14	GWM 12	GWM 8	GWM 1	GWM 2	GWM 5	GWM 6	GWM 19
Benzol	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Toluol	0,5	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m-/p-Xylol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
o-Xylol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Styrol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Iso-Propylbenzol (Cumol)	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe BTEX	-	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,2,3-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,2,4-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,3,5-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
n-Propylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methyl-2-ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methyl-3-ethylbenzol und 1-Methyl-4-ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,2-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,3-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,4-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indan	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	4,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Inden	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
übrige MAK	-	µg/L	< BG	< BG	< BG	4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Naphthalin	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,05
Acenaphthylen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,27	< BG	< BG	0,02	< BG	< BG	< BG	< BG	0,15	1,9
Acenaphthen	0,01	µg/L	< BG	< BG	0,09	17	< BG	0,01	2,1	0,01	< BG	0,02	0,22	8,1	100
Fluoren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,26	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenanthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,13	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,02	0,04
Anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	0,01	0,16	< BG	< BG	0,02	< BG	< BG	0,01	0,03	0,14	0,41
Fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,04	< BG	< BG	0,02	< BG	< BG	< BG	< BG	1,8	1,0
Pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,03	< BG	< BG	< BG	< BG	1,6	0,35
Benzo(a)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chrysen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(b)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(k)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(a)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indeno(1,2,3-cd)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenz(ah)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(ghi)perylen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe PAK	-	µg/L	< BG	< BG	0,1	17,9	< BG	0,01	2,2	0,01	< BG	0,03	0,25	11,8	103,7
1-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,1-Biphenyl	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
übrige PAK	-	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
6-Methylchinolin + 1-Methylchinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylchinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	0,2
2,6-Dimethylchinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,5	0,2
Isochinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Carbazol	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	1,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Acridin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenanthridin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Pyrrol	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indol	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Thiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylthiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,5-Dimethylthiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzothiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylbenzothiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3
3,5-Dimethylbenzothiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzothiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2
4-Methyldibenzothiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenylphenol	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo furan	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylbenzofuran	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	1,3
2,3-Dimethylbenzofuran	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,6
Dibenzofuran	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methyldibenzofuran	0,10	µg/L	< BG	< BG	0,2	1,5	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	0,2	2,5	8,5
Xanthen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthenon	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe NSO - Het		µg/L	< BG	< BG	0,2	3,7	< BG	< BG	0,5	< BG	< BG	< BG	0,5	2,5	10,9

Messstelle			GWM 18	GWM 4	GWM 13	B6	GWM 24	GWM 7	GWM 23	GWM 3	GWM 22	GWM 10	GWM 16	GWM 9
Benzol	0,1	µg/L	6,0	8,3	< BG	< BG	8,9	120	< BG	< BG	< BG	4,3	8,7	1,3
Toluol	0,5	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,0	< BG
Ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	5,2	1,5	< BG	< BG	< BG	< BG	21	1,2
m-/p-Xylol	0,2	µg/L	0,26	0,24	< BG	< BG	7,0	0,43	< BG	< BG	< BG	< BG	13	1,2
o-Xylol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	5,1	0,37	< BG	< BG	< BG	< BG	4,2	0,63
Styrol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,26	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
iso-Propylbenzol (Cumol)	0,2	µg/L	1,0	6,0	< BG	< BG	0,26	< BG	< BG	< BG	< BG	1,2	11	0,67
Summe BTEX	-	µg/L	7,3	14,5	< BG	< BG	27,3	122	< BG	< BG	< BG	5,5	58,9	5,0
1,2,3-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	1,1	0,30	< BG	< BG	< BG	< BG	10	4,1
1,2,4-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	3,0	0,31	< BG	< BG	< BG	< BG	16	1,3
1,3,5-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	1,3	< BG	< BG	< BG	< BG	0,21	6,1	0,96
n-Propylbenzol	0,2	µg/L	< BG	2,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,26	4,2	0,26
1-Methyl-2-ethylbenzol	0,2	µg/L	0,22	0,40	< BG	< BG	0,37	0,21	< BG	< BG	< BG	< BG	5,9	0,73
1-Methyl-3-ethylbenzol und 1-Methyl-4-ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	1,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	10	2,0
1,2-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	0,54	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,68	< BG
1,3-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	3,0	0,37
1,4-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	2,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,65	2,0	0,56
Indan	0,2	µg/L	2,1	0,36	< BG	< BG	3,9	9,4	< BG	< BG	< BG	< BG	170	17
Inden	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	25	0,46	< BG	< BG	< BG	< BG	2,5	1,4
übrige MAK	-	µg/L	2,3	5,4	< BG	< BG	34,7	10,4	< BG	< BG	< BG	1,1	220,4	24,6
Naphthalin	0,01	µg/L	0,08	0,04	0,02	0,03	89	1,2	0,18	0,13	0,12	0,024	330	120
Acenaphthylen	0,01	µg/L	3,3	2,8	2,0	< BG	6,6	1,2	0,88	2,1	1,7	6,3	5,0	7,0
Acenaphthen	0,01	µg/L	190	160	110	0,31	81	59	39	110	58	220	180	250
Fluoren	0,01	µg/L	2,2	37	0,09	0,04	3,3	1,2	0,92	4,0	0,07	13	57	47
Phenanthren	0,01	µg/L	0,23	0,25	0,01	0,03	0,82	0,05	0,02	0,09	0,04	1,0	54	54
Anthracen	0,01	µg/L	0,8	0,88	0,35	0,02	0,42	0,42	0,22	0,45	0,47	1,3	2,6	3,2
Fluoranthren	0,01	µg/L	0,99	0,05	0,04	0,06	0,42	1,2	0,21	5,0	2,9	14	4,9	13
Pyren	0,01	µg/L	0,38	0,02	0,02	0,07	0,49	0,61	0,11	4,8	2,1	11	3,6	10
Benzo(a)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,01	0,02	< BG	< BG	0,03	< BG	0,06	< BG	0,08
Chrysen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,03	0,03	< BG	< BG	0,03	< BG	0,07	< BG	0,12
Benzo(b)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(k)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(a)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indeno(1,2,3-cd)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenz(a,h)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(ghi)perylene	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe PAK	-	µg/L	198,0	201,0	112,5	0,6	182,1	64,9	41,5	126,6	65,4	266,8	637,1	504,4
1-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	< BG	0,4	< BG	< BG	2,8	1,2	< BG	0,6	< BG	< BG	51,0	30,0
2-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	5,6	11,0
1,1-Biphenyl	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	3,0	6,1
übrige PAK	-	µg/L	< BG	0,4	< BG	< BG	3,4	1,2	< BG	0,6	< BG	< BG	59,6	47,1
Chinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	0,4	4,2
6-Methylchinolin + 1-Methylchinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG
2,4-Dimethylchinolin	0,10	µg/L	0,3	0,4	0,2	< BG	< BG	< BG	0,1	0,1	2,0	0,8	3,5	
2,6-Dimethylchinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	1,8	1,5	4,2	
Isochinolin	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	
Carbazol	0,10	µg/L	12,7	47,8	< BG	< BG	3,7	1,4	0,1	0,6	< BG	10,7	72,9	25,1
Acridin	0,10	µg/L	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	0,4	0,1	0,7	0,3	1,8	
Phenanthridin	0,10	µg/L	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	0,1	0,2	
Pyrrrol	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Indol	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Thiophen	0,10	µg/L	0,1	0,1	< BG	< BG	0,2	1,3	< BG	< BG	< BG	0,1	0,1	< BG
2-Methylthiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
2,5-Dimethylthiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Benzothiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	3,5	1,8	< BG	< BG	< BG	< BG	44,7	13,8
3-Methylbenzothiophen	0,10	µg/L	0,8	0,6	0,5	< BG	0,3	0,3	< BG	0,2	0,3	0,6	3,7	2,6
3,6-Dimethylbenzothiophen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG
Dibenzothiophen	0,10	µg/L	0,8	2,9	< BG	< BG	0,1	0,1	< BG	0,1	0,1	2,3	7,9	10,7
4-Methyldibenzothiophen	0,10	µg/L	0,2	0,4	< BG	< BG	0,2	0,3	0,1	0,1	0,1	0,6	1,6	0,7
Phenylphenol	0,10	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	0,6	0,5	< BG
Benzofuran	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	2,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,7	0,4
2-Methylbenzofuran	0,10	µg/L	4,8	11,5	3,8	0,1	3,0	2,3	< BG	1,2	0,9	2,9	14,7	4,7
2,3-Dimethylbenzofuran	0,10	µg/L	1,2	1,6	1,0	< BG	0,8	0,6	0,2	0,6	0,5	1,4	2,8	2,0
Dibenzofuran	0,10	µg/L	< BG	0,5	< BG	< BG	1,6	0,1	< BG	0,1	< BG	1,1	66,1	43,0
2-Methyldibenzofuran	0,10	µg/L	10,3	6,8	2,4	< BG	3,0	7,2	2,1	8,7	7,4	13,2	12,1	13,7
Xanthen	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,9	0,5	0,6
Xanthenon	0,10	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	6,7	5,2	2,1
Summe NSO - Het	-	µg/L	18,5	24,5	7,7	0,1	14,6	14,1	2,4	11,1	9,4	30,5	161,0	94,4

Tabelle 32: Felddaten Germersheim November 2011, Vor-Ort- und hydrochemische Parameter, MPN- und Toxizitätswerte (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter, MPN, und Toxizitätswerte analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

Messstelle			GWM 21	GWM 20	GWM 17	GWM 15	GWM 11	GWM 14	GWM 12	GWM 8	GWM 1	GWM 18	GWM 2	GWM 4	GWM 5
Datum			7.11.11	7.11.11	7.11.11	7.11.11	7.11.11	8.11.11	8.11.11	8.11.11	8.11.11	8.11.11	9.11.11	9.11.11	9.11.11
Vor-Ort-Parameter															
Temperatur			13,5	13,1	11,4	11,9	12,0	11,3	11,2	12,3	11,8	11,5	14,1	11,5	12,2
pH-Wert			6,5	6,6	6,5	6,5	6,4	6,7	6,5	6,4	6,5	6,6	6,6	6,7	6,6
Sauerstoff			0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
Redoxpotential			-31	-63	-63	-91	61	-86	-67	-63	-48	-78	-46	-102	-55
Leitfähigkeit			799	752	783	850	888	755	776	1101	1351	1100	1246	943	1311
Färbung, qualitativ	-	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	l. gelbl.	ohne	l. gelbl.	l. gelbl.	l. gelbl.	l. gelbl.	l. gelbl.	l. gelbl.
Trübung, qualitativ	-	ohne	l. trüb	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	l. trüb	ohne	l. trüb	ohne	l. trüb	l. trüb	ohne
Geruch, qualitativ	-	l. metallisch	ölgl.	st. ölgl.	st. ölgl.	st. ölgl.	l. ölgl.	erdig	erdig	erdig	ohne	st. ölgl.	l. modrig	st. ölgl.	st. modrig
Färbung, SAK bei 436 nm	0,1 l/m	0,1	0,2	0,1	0,2	0,2	< BG	0,3	0,2	0,3	0,4	0,3	0,4	0,3	0,5
Trübung, quantitativ	0,01 FNU	1,3	3,6	1,5	1,8	1,1	1,7	2,8	3,6	0,8	0,9	2,6	2,4	0,93	0,93
Trübung, quantitativ (anges.)	0,01 FNU	0,04	0,05	0,1	0,34	0,41	0,13	0,05	0,27	0,04	0,08	0,05	0,12	0,04	0,04
Fassungstemperatur	°C	13,5	13,1	11,4	11,9	12	11,3	11,2	12,3	11,8	11,5	14,1	11,5	12,2	12,2
Elektr. Leitfähigkeit bei 20°C	mS/m	77,8	73,3	76,7	82,8	88,5	73,3	75,3	105	130	107	121	91,4	126	126
Elektr. Leitfähigkeit bei 25°C	mS/m	86,8	81,8	85,6	92,2	98,5	82	84	117	145	119	135	102	141	141
Sauerstoff	0,5 mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
pH-Wert bei Fassungstemperatur		6,99	7,09	7,08	7,02	6,89	7,24	7,14	6,92	7,05	7,08	7,07	7,18	7,06	7,06
pH-Wert nach Calcisättig. b. Fassungstemp.		6,95	7	6,98	6,9	6,82	7,13	7,08	6,84	6,88	6,87	6,87	7	6,85	6,85
pH-Wertabweichung vom Gleichgewicht		0,04	0,09	0,1	0,12	0,07	0,11	0,06	0,08	0,17	0,21	0,2	0,18	0,21	0,21
Säurekapazität bis pH = 4,3	0,01 mmol/L	7,79	7,47	8,1	9,15	9,35	6,14	6,71	8,94	9,41	10,5	7,7	8,35	9,97	9,97
Säurekapazität bis pH = 8,2	0,005 mmol/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Basekapazität bis pH = 4,3	0,005 mmol/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Basekapazität bis pH = 8,2	0,005 mmol/L	1,99	1,53	1,75	2,27	3,12	0,95	1,31	2,76	2,23	2,34	1,57	1,44	2,22	2,22
Härte (Summe Ca- u. Mg-Ionen)	mmol/L	3,91	3,7	3,88	4,33	4,81	3,47	3,58	4,96	5,45	5,57	6,2	4,3	5,71	5,71
Härte °dH		21,9	20,7	21,7	24,2	26,9	19,4	20	27,8	30,5	31,2	34,7	24,1	32	32
Sättigungsindex		0,07	0,14	0,17	0,21	0,12	0,16	0,1	0,13	0,27	0,35	0,31	0,29	0,34	0,34
Calcitlösekapazität	1 mg/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Calcitabschleidekapazität	1 mg/L	13	23	30	44	29	19	13	30	60	82	56	48	77	77
Calcium	0,5 mg/L	126	121	131	146	164	117	119	168	182	174	211	140	189	189
Methan	10 µg/L	24	51	750	1500	< BG	76	24	210	45	43	30	220	140	140
Magnesium	0,5 mg/L	18,6	16,6	14,8	16,7	17,5	13,3	14,8	18,6	22	29,9	22,7	19,5	24,1	24,1
Natrium	0,3 mg/L	28,7	25,4	30,7	28,9	23,9	34,3	36,6	51,1	89,3	38,3	37,1	41,8	67,8	67,8
Kalium	0,3 mg/L	4,6	2,9	2,9	2,7	2	3,6	2,9	6,2	16,4	2,3	4,1	2,2	7	7
Ammonium	0,01 mg/L	1,5	1,5	0,61	0,35	< BG	0,53	0,38	1,4	0,24	1,9	2,1	1,8	2,5	2,5
Eisen	0,01 mg/L	1,01	2,37	2,23	4,51	0,02	2,06	2,54	3,56	0,69	2,46	2,18	8,16	6,37	6,37
Eisen, gelöst	0,01 mg/L	1	2,33	2,16	4,8	< BG	2,02	2,4	3,5	0,65	2,39	2,16	8,06	6,17	6,17
Mangan	0,005 mg/L	0,241	0,49	0,607	0,565	0,029	0,838	0,944	0,912	0,473	0,915	0,619	1,36	0,95	0,95
Aluminium, gesamt	0,02 mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,02	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Aluminium, gelöst	0,02 mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chlorid	1 mg/L	38,6	39,1	36,5	31,1	25,2	55,7	44,1	95,7	146	59,7	120	58,7	126	126
Nitrat	0,5 mg/L	3,2	< BG	< BG	< BG	2	< BG	1	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Nitrit	0,01 mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,03	< BG	0,03	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Sulfat	1 mg/L	28,7	19,9	16,7	18,7	43	46,4	53,4	51,4	91,1	57,1	175	53,8	81,5	81,5
Sulfid	0,1 mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phosphat, gesamt	0,01 mg/L	0,1	0,33	0,22	0,69	0,05	0,44	0,24	1	0,49	0,71	0,49	0,53	0,85	0,85
Silicium	0,1 mg/L	7	6,8	5,6	5,8	5,7	6,3	6,1	8,2	8,7	6,2	10,1	6,8	9,1	9,1
Cyanid, gesamt	0,01 mg/L	< BG	< BG	0,01	< BG	< BG	< BG			< BG		0,05	0,04	< BG	< BG
Cyanid, leicht freisetzbar	0,01 mg/L	-	-	< BG	-	-	-	-	-	-	-	< BG	< BG	-	-
TOC	0,2 mg/L	2,3	2,9	1,9	3,4	1,1	3,1	1,8	3,1	5,2	3,5	3,4	3,8	5,5	5,5
DOC	0,2 mg/L	2,3	2,9	1,9	3,3	1,1	3,1	1,8	3	5,2	3,4	3,4	3,6	5,4	5,4
SAK bei 254 nm	0,1 l/m	5,6	7	5,1	11,3	1,7	8,1	4,6	8,4	13,5	11	10,7	12,8	14,6	14,6
CSB	5 mg/L	< BG	5,8	< BG	5,5	< BG	6,4	< BG	6,6	9,4	7,3	15	15	19	19
MPN															
Gesamtkonzentration (R2A-Medium)	6,62E+00 Zellen/mL	7,68E+01	7,68E+02	7,68E+01	2,60E+01	7,68E+02	2,60E+02	7,68E+01	7,68E+01	4,24E+01	1,09E+02	1,63E+02	4,24E+02	2,60E+02	2,60E+02
Eisen (III) - Reduzierer	6,62E+00 Zellen/mL	< BG	6,62E+00	3,56E+01	5,62E+01	1,63E+02	2,59E+01	6,62E+00	6,62E+00	5,62E+01	1,49E+01	1,49E+01	4,24E+01	1,49E+01	1,49E+01
Sulfat - Reduzierer	6,62E+00 Zellen/mL	< BG	6,62E+00	< BG	< BG	1,49E+01	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
HET (I) Verwerter	6,62E+00 Zellen/mL	< BG	1,63E+02	6,62E+00	< BG	6,62E+00	1,49E+01	3,56E+01	1,49E+01	3,56E+01	1,49E+01	6,62E+00	7,68E+01	< BG	< BG
HET (II) Verwerter	6,62E+00 Zellen/mL	1,49E+01	6,62E+00	< BG	2,59E+01	1,49E+01	2,28E+01	1,49E+01	6,62E+00	3,56E+01	6,62E+00	2,28E+01	< BG	< BG	< BG
PAK (I) Verwerter	6,62E+00 Zellen/mL	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	6,62E+00	< BG	< BG	1,49E+01	2,59E+01	2,59E+01
PAK (II) Verwerter	6,62E+00 Zellen/mL	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,59E+01	3,56E+01	< BG
Denitrifikanten	6,62E+00 Zellen/mL	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,59E+01	3,56E+01	< BG
BTEX Verwerter	1,98E+00 Zellen/mL	7,77E+00	< BG	1,98E+00	2,16E+01	< BG	1,98E+00	7,77E+00	1,68E+01	1,68E+01	1,27E+01	1,98E+00	1,07E+01	7,77E+00	7,77E+00
Toxizität															
LID		2	2	2	8	2	2	2	2	2	16	2	8	2	2
EC 20					11,8						9,0		15,3		
EC 50					71,5						42,9				
maximale Hemmung					45,9						53,6		38,2		
		nicht toxisch	nicht toxisch	nicht toxisch		nicht toxisch	nicht toxisch	nicht toxisch	nicht toxisch	nicht toxisch		nicht toxisch		nicht toxisch	nicht toxisch

Messstelle			GWM 6	GWM 19	GWM 7	GWM 13	GWM 23	GWM 24	B6	GWM 3	GWM 22	GWM 10	GWM 9	GWM 16
Datum			9.11.11	9.11.11	11.11.11	11.11.11	11.11.11	11.11.11	11.11.11	14.11.11	14.11.11	14.11.11	14.11.11	14.11.11
Vor-Ort-Parameter														
Temperatur			11,9	12,6	13,4	11,6	14,5	13,0	11,5	13,9	12,3	12,6	12,1	12,0
pH-Wert			6,5	6,6	6,8	6,6	6,6	6,6	6,6	6,8	6,9	6,9	6,8	6,9
Sauerstoff			0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0
Redoxpotential			-93	-76	-75	-92	-87	-104	-105	55	-45	-54	9	-16
Leitfähigkeit			1254	683	1323	1214	1202	1399	1163	1302	1242	1252	1144	1039
Färbung, qualitativ		-	ohne	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	gelbl.	ohne	ohne	ohne	grau	I. gelblich
Trübung, qualitativ		-	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	trüb	ohne	ohne	ohne	I. trüb	ohne
Geruch, qualitativ		-	erdig	st. ölig	st. ölig	st. ölig	st. ölig	st. ölig	st. erdig	ölig	ölig	st. ölig	st. ölig	st. ölig
Färbung, SAK bei 436 nm	0,1	1/m	0,2	0,3	0,5	0,4	0,4	0,4	0,7	0,2	0,2	0,2	0,7	0,3
Trübung, quantitativ	0,01	FNU	1,7	0,34	0,56	1,7	0,5	1,4	5	0,63	0,69	0,36	2,7	0,69
Trübung, quantitativ (anges.)	0,01	FNU	0,11	0,07	0,26	0,08	0,07	0,06	1,2	0,04	0,08	0,06	0,12	0,31
Fassungstemperatur		°C	11,9	12,6	13,3	11,6	14,5	13	11,5	13,9	12,3	12,6	12,1	12
Elektr. Leitfähigkeit bei 20°C		mS/m	120	65,7	126	117	116	134	112	125	120	120	111	100
Elektr. Leitfähigkeit bei 25°C		mS/m	134	73,3	141	131	129	150	125	139	134	134	124	112
Sauerstoff	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
pH-Wert bei Fassungstemperatur			6,97	7,13	7,06	7,07	7,03	6,97	7,03	7	7,05	7,06	7,05	7,11
pH-Wert nach Calcitsättig. b. Fassungstemp.			6,84	7,11	6,83	6,85	6,85	6,78	6,85	6,83	6,84	6,85	6,84	6,92
pH-Wertabweichung vom Gleichgewicht			0,13	0,02	0,23	0,22	0,18	0,19	0,18	0,17	0,21	0,21	0,21	0,19
Säurekapazität bis pH = 4,3	0,01	mmol/L	9,66	6,16	9,75	10,4	8,9	10,5	10,2	9,66	10,2	10	10,6	9,97
Säurekapazität bis pH = 8,2	0,005	mmol/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Basekapazität bis pH = 4,3	0,005	mmol/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Basekapazität bis pH = 8,2	0,005	mmol/L	2,59	1,17	2,14	2,29	2,05	2,83	2,52	2,38	2,33	2,24	2,49	2,01
Härte (Summe Ca- u. Mg-Ionen)		mmol/L	5,51	3,15	6,38	5,8	5,66	6,63	5,34	5,65	5,85	5,78	5,68	5,38
Härte		°dH	30,8	17,6	35,7	32,5	31,7	37,1	29,9	31,6	32,7	32,4	31,8	30,1
Sättigungsindex			0,23	0,03	0,37	0,37	0,29	0,32	0,3	0,28	0,34	0,35	0,35	0,33
Calcitösekapazität	1	mg/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Calcitabscheidekapazität	1	mg/L	53	4	84	88	61	84	73	65	80	79	86	68
Calcium	0,5	mg/L	182	103	210	190	188	218	178	187	189	187	184	154
Methan	10	µg/L	15	71	260	32	120	72	4300	13	730	80	2300	230
Magnesium	0,5	mg/L	23,5	14,1	27,6	25,7	23,6	29	21,8	23,8	27,5	27,1	26,5	37,4
Natrium	0,3	mg/L	59,9	26,7	45,8	53,6	47,6	55,8	54,1	76,6	57,1	64	46,8	36,9
Kalium	0,3	mg/L	16,8	3,5	8	4,4	7	5,7	6,5	8,8	5,5	5,1	6,7	2,5
Ammonium	0,01	mg/L	0,84	1,1	11	4	6,8	7,1	3,6	4,3	5,2	5,2	1,9	1,7
Eisen	0,01	mg/L	6,66	1,49	6,78	7,4	9,38	9,5	8,3	2,52	1,58	1,13	1,95	1,95
Eisen, gelöst	0,01	mg/L	6,49	1,46	6,79	7,37	9,41	9,65	8,11	2,45	1,56	1,13	1,94	1,94
Mangan	0,005	mg/L	0,656	0,419	1,45	1,19	1,59	1,61	1,24	1,13	0,979	1,01	0,721	1,73
Aluminium, gesamt	0,02	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,04	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Aluminium, gelöst	0,02	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chlorid	1	mg/L	107	39,4	94,2	103	96,5	108	105	125	105	108	82,3	52
Nitrat	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	1,6
Nitrit	0,01	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,03
Sulfat	1	mg/L	92,2	28,5	155	54,8	119	153	18,6	94	73,7	78,3	36,4	56,1
Sulfid	0,1	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,34	< BG
Phosphat, gesamt	0,01	mg/L	0,95	0,77	0,73	0,84	0,58	0,59	4,3	0,33	0,83	0,75	1,2	0,6
Silicium	0,1	mg/L	7,4	7,1	7,9	8,6	9	9,2	12,6	7,9	7,8	7,3	7,4	7,3
Cyanid, gesamt	0,01	mg/L	< BG	< BG	0,13	< BG	0,06	0,2	< BG	0,03	0,03	0,04	< BG	0,1
Cyanid, leicht freisetzbar	0,01	mg/L	-	-	< BG	-	< BG	< BG	-	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
TOC	0,2	mg/L	3,4	2,8	5,5	4,9	4,1	4,9	7	3,5	3,7	3,6	5,4	4,7
DOC	0,2	mg/L	3,4	2,7	5,2	4,6	3,9	4,7	6,7	3,5	3,6	3,5	5,1	4,5
SAK bei 254 nm	0,1	1/m	9,5	8,3	19,6	13,7	13,3	14,4	20	9,7	11	11	23,1	18,2
CSB	5	mg/L	12	7,6	21	16	15	15	21	10	10	9,5	19	15
MPN														
Gesamtkeimzahl (R2A-Medium)	6,62E+00	Zellen/mL	4,24E+01	1,09E+02	7,68E+01	5,62E+02	7,18E+01	1,09E+02	5,26E+02	1,09E+03	2,30E+03	1,09E+02	1,09E+02	2,60E+02
Eisen (III) - Reduzierer	6,62E+00	Zellen/mL	2,59E+01	2,28E+01	2,60E+02	2,60E+02	6,62E+00	6,62E+00	4,24E+01	1,49E+01	6,62E+00	< BG	6,62E+00	1,63E+02
Sulfat - Reduzierer	6,62E+00	Zellen/mL	7,68E+01	< BG	1,49E+01	< BG	1,49E+01	< BG	4,24E+01	< BG	< BG	< BG	4,24E+02	< BG
HET (I) Verwerter	6,62E+00	Zellen/mL	< BG	1,49E+01	3,56E+01	5,62E+01	6,62E+00	6,62E+00	1,49E+01	2,28E+01	7,18E+01	2,28E+01	3,56E+01	4,24E+01
HET (II) Verwerter	6,62E+00	Zellen/mL	< BG	< BG	4,24E+01	4,24E+01	1,49E+01	7,68E+01	1,49E+01	2,28E+01	6,62E+00	3,56E+01	5,62E+01	5,62E+01
PAK (I) Verwerter	6,62E+00	Zellen/mL	< BG	< BG	2,59E+01	4,24E+01	< BG	< BG	6,62E+00	< BG	1,49E+01	6,62E+00	7,20E+02	7,18E+01
PAK (II) Verwerter	6,62E+00	Zellen/mL	< BG	< BG	6,62E+00	< BG	< BG	< BG	6,62E+00	6,62E+00	6,62E+00	6,62E+00	2,30E+02	7,68E+01
Denitrifikanten	6,62E+00	Zellen/mL	< BG	< BG	n.a.	2,59E+01	< BG	< BG	< BG	2,59E+01	2,59E+01	6,62E+00	< BG	n.a.
BTEX Verwerter	1,98E+00	Zellen/mL	4,46E+00	7,77E+00	3,27E+01	2,70E+01	1,68E+01	4,52E+01	1,07E+01	1,27E+02	< BG	1,27E+01	3,27E+02	7,81E+01
Toxizität														
LID			2	2	16	4	2	4	2	2	4	2	64	8
EC 20					7,8	48,7		31,2			35,5	76,3	2,4	23,2
EC 50					31,1								9,5	69,9
maximale Hemmung					63,2	20,4		23,1		11,9	26,7	18,1	85,2	34,7
			nicht toxisch	nicht toxisch			nicht toxisch		nicht toxisch	nicht toxisch				

Tabelle 33: Felddaten Gernersheim November 2011, MAK-, PAK- und NSO-HET-Konzentrationen (MAK- und PAK-Konzentrationen gemessen von der Abteilung Analytik, TZW)

Messstelle			GWM 21	GWM 20	GWM 17	GWM 15	GWM 11	GWM 14	GWM 12	GWM 8	GWM 1	GWM 18	GWM 2	GWM 4	GWM 5
Datum			7.11.11	7.11.11	7.11.11	7.11.11	7.11.11	8.11.11	8.11.11	8.11.11	8.11.11	8.11.11	9.11.11	9.11.11	9.11.11
Benzol	0,1 µg/L	< BG	< BG	7,2	7,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,2	< BG
Toluol	0,5 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Ethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	13	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m-/p-Xylol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	0,96	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
o-Xylol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	0,83	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Styrol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
iso-Propylbenzol (Cumol)	0,2 µg/L	< BG	< BG	0,33	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe BTEX:	µg/L	< BG	< BG	7,53	25,19	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,2	< BG
1,2,3-Trimethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	2,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,2,4-Trimethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	0,53	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,3,5-Trimethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
n-Propylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	0,81	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methyl-2-ethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	0,89	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methyl-3-ethylbenzol + 1-Methyl-4-ethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,2-Diethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1	< BG
1,3-Diethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	0,41	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,4-Diethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	0,22	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,1	< BG
Indan	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	78	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,43	< BG
Inden	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	5,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
sonstige Monoaromaten:	µg/L	< BG	< BG	< BG	88,6	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,5	< BG
Naphthalin	0,01 µg/L	< BG	< BG	0,032	3,9	0,52	0,053	0,048	0,044	0,046	< BG	0,053	0,53	0,045	< BG
Acenaphthylen	0,01 µg/L	< BG	< BG	0,18	3,7	0,02	0,036	0,084	< BG	< BG	6,3	< BG	3,1	< BG	< BG
Acenaphthen	0,01 µg/L	0,022	0,023	3,2	91	0,14	0,65	1,9	0,25	0,2	200	0,15	130	0,28	< BG
Fluoren	0,01 µg/L	< BG	< BG	0,027	8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1	< BG	22	< BG	< BG
Phenanthren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	3,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,29	< BG	0,11	< BG	< BG
Anthracen	0,01 µg/L	< BG	< BG	0,043	0,69	< BG	< BG	0,025	< BG	< BG	0,97	< BG	0,71	0,034	< BG
Fluoranthren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	0,18	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,4	< BG	0,042	< BG	< BG
Pyren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,022	< BG	< BG	< BG	0,33	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(a)anthracen	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chrysen	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(b)fluoranthren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(k)fluoranthren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(a)pyren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indeno(1,2,3-cd)pyren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenz(a,h)anthracen	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(ghi)perylene	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe EPA PAK:	µg/L	0,02	0,02	3,5	111,3	0,7	0,7	2,1	0,3	0,2	210,3	0,2	156,5	0,4	< BG
1,1-Biphenyl	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylnaphthalin	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	15	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylnaphthalin	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe sonstige PAK:	µg/L	< BG	< BG	< BG	15	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chinolin	0,3 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	1,0 µg/l	< BG	< BG	< BG	2,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylchinolin	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methylchinolin	0,3 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
6-Methylchinolin + 7-Methylchinolin	0,3 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
8-Methylchinolin	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylchinolin	0,3 µg/l	< BG	< BG	< BG	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,8	< BG
2,6-Dimethylchinolin	0,3 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Isoschinolin	4,0 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylisochinolin	2,0 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylisochinolin	2,0 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Carbazol	0,2 µg/l	< BG	2,9	< BG	19,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	6,4	< BG	35,8	< BG	< BG
Acridin	0,3 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenanthridin	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Pyrol	1,0 µg/l	< BG	< BG	< BG	n.a.	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	n.a.	< BG	n.a.	< BG	< BG
Indol	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Thiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	0,1	0,2	< BG
2-Methylthiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	0,1	< BG	0,5	< BG	0,9	< BG
3-Methylthiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	0,6	< BG
2,3-Dimethylthiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG
2,5-Dimethylthiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG
Benzo(b)thiophen	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	18,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG
2-Methylbenzothiophen	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylbenzothiophen	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG
5-Methylbenzothiophen	0,1 µg/l	< BG	0,6	< BG	2,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,9	0,2	0,6	0,1	< BG
3,5-Dimethylbenzothiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	0,1	0,2	< BG	< BG
Dibenzothiophen	0,3 µg/l	< BG	0,6	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,1	< BG	2,9	< BG	< BG
4-Methyldibenzothiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Phenylphenol	0,5 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(furan	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2
2+3-Methylbenzofuran	0,2 µg/l	< BG	3,8	< BG	7,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	5,1	< BG	11,5	0,3	< BG
2,3-Dimethylbenzofuran	0,1 µg/l	< BG	1,5	0,2	1,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,1	< BG	2,3	0,2	< BG
Dibenzofuran	0,1 µg/l	< BG	1,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	0,1	< BG	< BG
2-Methyldibenzofuran	0,3 µg/l	< BG	9,0	< BG	95,1	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	13,5	< BG	5,1	< BG
Xanthen	0,1 µg/l	< BG	1,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,5	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthenon	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe NSO - HET	µg/L	< BG	21,0	0,2	149,1	< BG	< BG	0,5	< BG	0,1	31,2	1,3	59,9	2,8	< BG

Messstelle			GWM 6	GWM 19	GWM 7	GWM 13	GWM 23	GWM 24	B6	GWM 3	GWM 22	GWM 10	GWM 9	GWM 16
Datum			9.11.11	9.11.11	11.11.11	11.11.11	11.11.11	11.11.11	11.11.11	14.11.11	14.11.11	14.11.11	14.11.11	14.11.11
Benzol	0,1 µg/L	< BG	< BG	690	< BG	< BG	2,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2
Toluol	0,5 µg/L	< BG	< BG	3,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Ethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	130	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	19
m-p-Xylol	0,2 µg/L	< BG	< BG	57	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	5,9
o-Xylol	0,2 µg/L	< BG	< BG	42	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,5
Styrol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Iso-Propylbenzol (Cumol)	0,2 µg/L	< BG	< BG	4,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,47	< BG	< BG	7,8
Summe BTEX:	µg/L	< BG	< BG	927,3	< BG	< BG	2,2	< BG	< BG	0,47	< BG	< BG	3,02	37,2
1,2,3-Trimethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	12	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	5,8
1,2,4-Trimethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	31	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	8,4
1,3,5-Trimethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	7,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	3,1
n-Propylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	1,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,9
1-Methyl-2-ethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	4,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,22	< BG	< BG	< BG	4,6
1-Methyl-3-ethylbenzol + 1-Methyl-4-ethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	13	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	6,3
1,2-Diethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,32
1,3-Diethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	0,69	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,2
1,4-Diethylbenzol	0,2 µg/L	< BG	< BG	0,31	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2
Indan	0,2 µg/L	< BG	< BG	260	< BG	< BG	< BG	2,5	< BG	1,1	< BG	< BG	99	160
Inden	0,2 µg/L	< BG	< BG	39	< BG	< BG	< BG	1,3	< BG	< BG	< BG	< BG	2,6	1,4
sonstige Monoaromaten:	µg/L	< BG	< BG	369,3	< BG	< BG	< BG	3,8	< BG	1,3	< BG	< BG	118,7	197,0
Naphthalin	0,01 µg/L	0,044	0,046	380	< BG	< BG	0,11	0,44	0,45	0,45	0,37	370	160	
Acenaphthylen	0,01 µg/L	0,12	0,74	14	2,4	1	1,6	0,026	1,8	6	4,3	17	6,1	
Acenaphthen	0,01 µg/L	3,4	26	74	90	19	21	0,41	48	140	160	410	130	
Fluoren	0,01 µg/L	0,039	0,062	4,5	< BG	0,4	1,3	0,041	2	0,9	1,4	100	28	
Phenanthren	0,01 µg/L	< BG	< BG	0,38	< BG	< BG	< BG	< BG	0,069	< BG	0,38	62	21	
Anthracen	0,01 µg/L	0,11	0,21	0,39	0,27	0,16	0,2	< BG	0,38	0,85	0,99	5,1	2,1	
Fluoranthren	0,01 µg/L	1	0,53	1,1	< BG	0,18	0,21	0,042	3	6,9	7,9	14	4	
Pyren	0,01 µg/L	0,64	0,12	0,37	< BG	< BG	0,15	0,03	1,6	2,6	4,4	5,8	1,5	
Benzo(a)anthracen	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Chrysen	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Benzo(b)fluoranthren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Benzo(k)fluoranthren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Benzo(a)pyren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Indeno(1,2,3-cd)pyren	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Dibenz(ah)anthracen	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Benzo(ghi)perylen	0,01 µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Summe EPA PAK:	µg/L	5,4	27,7	474,7	52,7	20,7	24,6	1,0	57,3	157,7	179,7	983,9	352,7	
1,1-Biphenyl	0,2 µg/L	< BG	< BG	3,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	27	4,8
1-Methylnaphthalin	0,2 µg/L	< BG	< BG	53	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,34	< BG	< BG	69	50
2-Methylnaphthalin	0,2 µg/L	< BG	< BG	1,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	92	11
Summe sonstige PAK:	µg/L	< BG	< BG	57,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,34	< BG	< BG	188	65,8
Chinolin	0,3 µg/l	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,5	< BG
2-Methylchinolin	1,0 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	24,9	< BG
3-Methylchinolin	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methylchinolin	0,3 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG
6-Methylchinolin + 7-Methylchinolin	0,3 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3	0,3
8-Methylchinolin	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG
2,4-Dimethylchinolin	0,3 µg/l	< BG	< BG	10,9	< BG	< BG	0,1	< BG	0,4	1,0	4,3	9,0	1,4	
2,6-Dimethylchinolin	0,3 µg/l	0,3	< BG	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,5	11,5	0,6	
Isochinolin	4,0 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
1-Methylisochinolin	2,0 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	3,9	< BG
3-Methylisochinolin	2,0 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Carbazol	0,2 µg/l	< BG	< BG	138,8	< BG	< BG	0,6	< BG	0,3	0,5	1,7	66,4	66,8	
Acridin	0,3 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	0,5	0,4	0,7	2,0	0,3	
Phenanthridin	0,2 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	
Pyrrrol	1,0 µg/l	< BG	n.a.	n.a.	< BG	< BG	n.a.	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	n.a.	
Indol	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Thiophen	0,1 µg/l	< BG	0,2	7,6	< BG	< BG	0,1	< BG	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	
2-Methylthiophen	0,1 µg/l	< BG	0,7	0,1	< BG	< BG	0,1	< BG	0,2	< BG	0,8	0,2	< BG	
3-Methylthiophen	0,1 µg/l	< BG	0,7	0,4	< BG	< BG	0,1	< BG	0,1	< BG	0,5	0,2	< BG	
2,3-Dimethylthiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	0,5	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	0,1	0,2	0,1	
2,5-Dimethylthiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	1,0	< BG	< BG	0,0	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	
Benzothiophen	0,2 µg/l	< BG	< BG	43,3	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	0,3	< BG	118,0	43,9	
2-Methylbenzothiophen	0,2 µg/l	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	3,7	0,4	
3-Methylbenzothiophen	0,2 µg/l	< BG	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	7,5	1,0	
5-Methylbenzothiophen	0,1 µg/l	< BG	0,2	1,9	0,3	< BG	0,1	< BG	0,2	1,2	1,3	9,4	3,8	
3,5-Dimethylbenzothiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	0,2	0,8	0,3	
Dibenzothiophen	0,3 µg/l	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	0,2	< BG	0,5	1,2	1,6	18,3	5,9	
4-Methylalibenzothiophen	0,1 µg/l	< BG	< BG	0,2	0,2	< BG	< BG	< BG	0,2	0,3	0,5	0,5	0,3	
2-Phenylphenol	0,5 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	
Benzofuran	0,2 µg/l	< BG	< BG	6,0	< BG	< BG	0,1	< BG	> BG	< BG	< BG	< BG	2,6	1,0
2+3-Methylbenzofuran	0,2 µg/l	< BG	< BG	11,0	2,2	0,8	0,7	< BG	0,6	3,8	3,1	27,1	16,7	
2,3-Dimethylbenzofuran	0,1 µg/l	< BG	0,2	1,7	0,8	0,2	0,4	< BG	0,6	2,8	2,4	8,8	5,1	
Dibenzofuran	0,1 µg/l	< BG	0,1	189,9	< BG	< BG	0,2	< BG	0,4	0,2	0,4	176,5	53,9	
2-Methylalibenzofuran	0,3 µg/l	2,1	5,0	6,9	1,7	1,5	1,9	< BG	8,9	16,2	20,0	31,9	14,1	
Xanthen	0,1 µg/l	< BG	< BG	0,7	< BG	< BG	0,0	< BG	0,9	1,9	2,3	0,3	< BG	
Xanthenon	0,1 µg/l	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,0	< BG	< BG	< BG	0,1	0,4	0,2	
Summe NSO - HET	µg/L	2,4	7,1	422,9	5,1	2,5	5,0	< BG	13,7	30,0	42,7	525,8	216,0	

Tabelle 34: Felddaten Gomersheim Mai 2012, Vor-Ort- und hydrochemische Parameter, MPN- und Toxizitätswerte (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter, MPN, und Toxizitätswerte analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

Messstelle			GWM 20	GWM 21	GWM 25	GWM 26	GWM 27	GWM 10	GWM 11	GWM 15	GWM 17	GWM 18	GWM 1	GWM 2	GWM 3	GWM 4
Datum			02.05.12	02.05.12	02.05.12	02.05.12	02.05.12	03.05.12	03.05.12	03.05.12	03.05.12	03.05.12	08.05.12	08.05.12	09.05.12	07.05.12
Vor-Ort-Parameter																
Temperatur			12,6	12,9	11,8	11,8	12,4	13,0	12,2	12,2	11,5	11,9	12,0	14,4	14,0	11,1
pH-Wert			7,0	7,0	7,2	6,9	7,1	7,1	6,9	7,1	6,9	7,1	7,0	7,0	7,0	7,2
Sauerstoff			0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1
Redoxpotential			-38	11	-81	-49	-36	-73	24	-48	18	-54	-34	-52	-37	-76
Leitfähigkeit			779	796	755	855	1111		883	838	780	1054	1307	1430	1377	1038
Farbung, qualitativ			-	I. gelbl.	ohne	gelb	ohne	gelb	I. gelbl.	ohne	ohne	ohne	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.
Trübung, qualitativ			-	ohne	ohne	ohne	st. trüb	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	I. trüb
Geruch, qualitativ			-	olig	I. olig	st. olig	I. olig	st. olig	st. olig	ohne	st. olig	st. olig	st. olig	I. olig	olig	st. olig
Farbung, SAK bei 436 nm	0,1	1/m	0,4	0,2	0,8	0,2	0,7	0,4	< BG	0,1	0,1	0,2	0,4	0,4	0,5	0,4
Trübung, quantitativ	0,01	FNU	1,3	0,76	1,6	71	0,73	0,18	0,65	0,32	0,69	1,1	0,62	0,26	0,42	2,6
Trübung, quantitativ (anges.)	0,01	FNU	0,03	0,04	0,34	60	0,17	0,1	0,14	0,09	0,05	0,1	0,04	0,05	0,04	0,04
Fassungstemperatur		°C	12,6	12,9	11,7	11,8	12,4	13	12,2	12,2	11,5	11,9	12	14,4	14	11,1
Elektr. Leitfähigkeit bei 20°C		mS/m	73,6	75	71	80,8	104	124	83,8	78,4	73,9	98,6	122	134	129	97,7
Elektr. Leitfähigkeit bei 25°C		mS/m	82,1	83,7	79,2	90,2	116	138	93,5	87,5	82,5	110	136	150	144	109
Sauerstoff	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
pH-Wert bei Fassungstemperatur			7,1	7,01	7,17	7,02	7,11	7,06	6,91	7,08	7,1	7,1	7,05	7,02	7	7,17
pH-Wert nach Calcisättigung bei Fassungstemperatur			7,01	6,98	7,06	6,92	6,88	6,85	6,98	7	6,89	6,93	6,78	6,82	6,82	6,97
pH-Wertabweichung vom Gleichgewicht			0,09	0,03	0,11	0,1	0,23	0,21	0,05	0,1	0,1	0,21	0,12	0,24	0,18	0,2
Säurekapazität bis pH = 4,3 bei 21°	0,01	mmol/L	7,5	7,42	7,12	8,55	10,4	10	8,46	7,61	7,78	10,3	8	9,38	9,64	8,75
Säurekapazität bis pH = 4,3	0,005	mmol/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Basekapazität bis pH = 4,3	0,005	mmol/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Basekapazität bis pH = 8,2 bei 19,1°	0,005	mmol/L	1,56	1,85	1,26	2,16	2,15	2,23	2,65	1,66	1,64	2,19	1,83	2,21	2,4	1,55
Härte (Summe Ca- u. Mg-Ionen)		mmol/L	3,73	3,77	3,47	4,37	5,44	5,74	4,83	4,01	3,7	5,14	5,03	7,03	5,85	4,62
Härte		°dH	20,9	21,1	19,4	24,5	30,5	32,1	25,9	22,4	20,7	28,8	28,1	39,4	32,8	25,9
Sättigungsindex			0,14	0,05	0,17	0,16	0,38	0,35	0,09	0,15	0,16	0,35	0,19	0,38	0,29	0,31
Calcitlösekapazität	1	mg/L	23	8	25	32	85	79	19	26	26	78	35	87	67	57
Calcitabscheidekapazität	1	mg/L	122	121	118	146	170	186	158	136	125	163	167	236	193	151
Calcium	0,5	mg/L	16,6	18,3	12,7	17,6	29,2	26,6	16,8	14,9	14,1	26,1	20,9	27,7	25,2	20,7
Magnesium	0,3	mg/L	24,9	27,4	28,9	28,2	37,5	61,1	24,7	30,4	29,5	36,8	77,5	56,9	69,9	43,3
Natrium	0,3	mg/L	2,7	4,2	2,7	1,5	2,7	5,2	2	2,7	2,7	2,1	14,6	6	9,3	2,1
Kalium	0,01	mg/L	1,4	1,5	0,44	0,14	1,6	5,8	< BG	0,28	0,47	1,7	0,23	2,3	4,9	1,8
Ammonium	0,01	mg/L	43	38	940	179	100	100	< BG	3,0	1200	180	44	27	16	110
Methan	10	µg/L	2,12	0,82	5,03	5,93	2,66	0,98	0,02	3,1	1,83	2,17	0,45	2,22	3,35	8,58
Eisen	0,01	mg/L	2,09	0,83	4,84	1,93	2,51	0,82	0	3,01	1,75	1,97	0,4	2,12	3,09	8,28
Eisen, gelöst	0,005	mg/L	0,505	0,258	0,786	0,895	0,952	1,04	0,047	0,488	0,571	0,842	0,468	0,854	1,28	1,48
Mangan	0,02	mg/L	< BG	< BG	0,03	1,09	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Aluminium, gesamt	0,02	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Aluminium, gelöst	0,02	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chlorid	1	mg/L	37,8	37,3	34,2	28	58,8	109	31	35,7	34,4	49,8	140	139	121	61,8
Nitrat	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Nitrit	0,01	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Sulfat	1	mg/L	18,4	29,6	26,3	46,9	45,8	82,3	82,7	47,6	13,5	27,9	103	144	119	69,4
Sulfid	0,1	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phosphat, gesamt	0,01	mg/L	0,31	0,08	0,4	0,86	0,66	0,71	0,04	0,48	0,21	0,65	0,39	0,33	0,45	0,58
Silicium	0,1	mg/L	6,4	6,7	5,2	6,4	6	6,6	5,1	5,1	5,1	5,8	8,3	10,1	7,6	6,7
Cyanid, gesamt	0,01	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,06	0,05	< BG	< BG	0,04	< BG	0,05	0,04	0,06
Cyanid, leicht freisetzbar	0,01	mg/L	-	-	-	-	< BG	< BG	-	-	-	< BG	-	< BG	< BG	< BG
TOC	0,2	mg/L	2,5	2,3	3,3	2,7	3,6	3,8	1,1	2,1	1,7	3,3	3,9	4,3	3,9	3,9
DOC	0,2	mg/L	2,4	2,3	3,2	2,6	3,5	3,7	1,1	2	1,7	3,1	3,9	3,9	3,6	3,6
SAK bei 254 nm	0,1	1/m	7,8	6,1	8,5	4,2	13,5	13,2	2,2	6,2	5	10,3	11,2	12,5	11	13
CSB	5	mg/L	8,5	5,1	9	7,6	12	19	9,1	11	11	17	10	9,6	16	12
MPN																
Gesamtkeimzahl	6,6E+00	Zellen/mL	1,1E+02	1,5E+01	4,2E+04	2,6E+04	2,6E+04	1,1E+02	4,2E+02	1,1E+02	4,2E+01	2,6E+02	1,1E+03	2,6E+03	1,6E+03	2,3E+03
Eisen(III)reduzierer	6,6E+00	Zellen/mL	1,1E+02	6,6E+00	7,7E+03	4,6E+03	2,6E+03	6,6E+00	7,7E+01	2,3E+01	6,6E+00	3,6E+01	6,6E+00	3,6E+01	1,5E+01	7,7E+01
Sulfatreduzierer	6,6E+00	Zellen/mL	< BG	< BG	7,7E+01	< BG	6,6E+00	1,5E+01	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
HET (I) Verwerter	6,6E+00	Zellen/mL	5,6E+01	< BG	< BG	6,6E+00	1,5E+01	1,5E+01	6,6E+00	2,6E+01	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	6,6E+00
HET (II) Verwerter	6,6E+00	Zellen/mL	1,1E+02	< BG	6,6E+00	2,3E+01	6,6E+00	2,3E+01	2,6E+01	2,3E+01	6,6E+00	2,3E+01	< BG	2,6E+01	6,6E+00	2,3E+01
PAK (I) Verwerter	6,6E+00	Zellen/mL	2,3E+01	< BG	4,2E+01	7,2E+01	3,6E+02	6,6E+00	< BG	1,5E+01	< BG	1,5E+01	5,6E+01	2,3E+01	7,2E+01	1,5E+01
PAK (II) Verwerter	6,6E+00	Zellen/mL	< BG	1,5E+01	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,5E+01	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	6,6E+00
Denitrifikanten	6,6E+00	Zellen/mL	2,3E+01	< BG	1,6E+04	2,6E+04	3,6E+03	< BG	6,6E+00	1,5E+01	1,5E+01	6,6E+00	1,5E+01	3,6E+01	1,5E+01	5,6E+01
BTEX Verwerter	2,0E+00	Zellen/mL	1,7E+01	< BG	1,1E+01	3,3E+01	2,2E+01	4,5E+00	7,8E+00	4,9E+01	1,3E+01	1,3E+01	4,5E+00	7,8E+00	7,8E+00	2,0E+00
Toxizität																
LID			2	2	2	2	16	16	2	8	2	16	2	2	4	8
EC 20							11,1	8,3		21,6		9,2			41,9	30,8
EC 50							49,5	25,7		75,9		38,5				
maximale Hemmung			nicht toxisch	nicht toxisch	nicht toxisch	nicht toxisch	49,4	68,4	nicht toxisch	38,9	nicht toxisch	56,8	nicht toxisch	nicht toxisch	24,5	32,2

Messstelle			GWM 5	GWM 6	B6	GWM 7	GWM 8	GWM 9	GWM 12	GWM 13	GWM 14	GWM 16	GWM 19	GWM 22	GWM 23	GWM 24
Datum			07.05.12	08.05.12	07.05.12	09.05.12	08.05.12	09.05.12	07.05.12	07.05.12	07.05.12	09.05.12	08.05.12	09.05.12	09.05.12	08.05.12
Vor-Ort-Parameter																
Temperatur			11,6	13,0	11,0	13,5	12,9	12,8	10,7	11,1	10,3	11,8	12,9	12,8	14,4	12,6
pH-Wert			7,1	7,0	7,0	7,1	7,0	7,0	7,1	7,1	7,2	7,1	7,0	7,0	7,0	7,0
Sauerstoff			0,0	0,0	0,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,2	0,0	0,0	0,0	0,1
Redoxpotential			-95	-68	-86	-63	-44	-59	-32	-73	-28	-66	-57	-47	-78	-45
Leitfähigkeit			1368	1306	1218	1376	936	1300	805	1207	824	1095	786	1333	1356	1392
Färbung, qualitativ			-	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	ohne	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.	I. gelbl.
Trübung, qualitativ			-	ohne	ohne	ohne	I. trüb	ohne	ohne	I. trüb	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne	ohne
Geruch, qualitativ			-	st. modrig	modrig	st. modrig	st. ölig	I. modrig	st. ölig	modrig	st. ölig	modrig	st. ölig	st. ölig	I. ölig	st. ölig
Färbung, SAK bei 436 nm	0,1	1/m	0,5	0,3	0,5	0,4	0,3	0,3	0,2	0,4	0,3	0,3	0,3	0,3	0,4	0,5
Trübung, quantitativ	0,01	FNU	0,59	1,7	1,5	0,44	2,3	0,18	0,77	2,5	1,4	0,54	0,32	1,6	1,4	0,44
Trübung, quantitativ (anges.)	0,01	FNU	0,03	0,05	0,12	0,11	0,06	0,1	0,02	0,1	0,05	0,14	0,03	0,04	0,04	0,04
Fassungstemperatur		°C	11,6	13	11	13,5	12,9	12,6	10,7	11	10,3	12,8	12,9	12,8	14,4	12,6
Elektr. Leitfähigkeit bei 20°C		mS/m	128	122	114	129	87,5	120	76	113	78,2	102	73	125	126	132
Elektr. Leitfähigkeit bei 25°C		mS/m	143	136	127	144	97,7	134	84,8	126	87,3	114	81,5	139	141	147
Sauerstoff	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
pH-Wert bei Fassungstemperatur			-	7,05	6,96	7,05	7,06	6,98	7,05	7,14	7,09	7,29	7,12	7,16	7,02	7,02
pH-Wert nach Calcitsättigung bei Fassungstemperatur			-	6,86	6,83	6,87	6,81	6,93	6,83	7,09	6,9	7,16	6,91	7,06	6,83	6,82
pH-Wertabweichung vom Gleichgewicht			-	0,19	0,13	0,18	0,25	0,05	0,22	0,05	0,19	0,13	0,21	0,1	0,19	0,2
Säurekapazität bis pH = 4,3 bei 21°	0,01	mmol/L	9,64	9,67	10,3	9,96	7,83	10,5	6,71	9,26	6,08	10,1	6,83	10,2	9,4	10,8
Säurekapazität bis pH = 8,2	0,005	mmol/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Basekapazität bis pH = 4,3	0,005	mmol/L	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Basekapazität bis pH = 8,2 bei 19,1°	0,005	mmol/L	2,18	2,64	2,44	2,23	2,1	2,43	1,32	1,99	0,85	2,01	1,23	2,52	2,23	2,71
Härte (Summe Ca- u. Mg-Ionen)		mmol/L	5,85	5,46	5,2	6,62	4,11	5,77	3,52	5,49	3,55	5,39	3,58	5,82	6,09	6,78
Härte		° dH	32,8	30,6	29,1	37,1	23	32,3	19,7	30,7	19,9	30,2	20,1	32,6	34,1	38
Sättigungsindex			-	0,32	0,23	0,3	0,4	0,08	0,36	0,07	0,3	0,19	0,35	0,15	0,31	0,33
Calcitlösekapazität	1	mg/L	-	-	-	< BG	< BG	< BG	-	-	-	< BG	-	< BG	< BG	-
Calcitabscheidekapazität	1	mg/L	71	53	71	92	15	86	10	64	21	74	21	75	73	99
Calcium	0,5	mg/L	193	179	172	217	139	187	116	179	119	156	117	188	201	221
Magnesium	0,5	mg/L	25,1	24,1	22	29,3	15,6	26,9	15,1	24,8	14,1	36,5	16,1	27,4	26,2	30,7
Natrium	0,3	mg/L	64,2	61,1	52,3	47,3	41,5	56,3	36,3	44,1	35,8	35,7	27	64,1	50,5	55,7
Kalium	0,3	mg/L	7	16,6	6	7,5	6,7	7,3	2,7	3,8	3,5	2,5	3,8	5,3	7	5,9
Ammonium	0,01	mg/L	2,2	0,79	3,3	12	1,3	2,6	0,36	3,6	0,66	1,7	1,4	5,2	6	6,5
Methan	10	µg/L	210	100	2390	190	240	1500	25	26	58	330	50	350	41	50
Eisen	0,01	mg/L	6,41	6,66	8,3	5,99	3,53	1,02	2,27	6,46	2,48	1,01	1,23	1,18	9,3	9,04
Eisen, gelöst	0,01	mg/L	6,07	6,38	8	5,68	3,13	0,97	2,19	6,02	2,41	0,95	1,16	1,09	8,81	8,72
Mangan	0,005	mg/L	1	0,678	1,25	1,48	0,787	0,74	1,03	1,16	0,862	1,58	0,532	1	1,62	1,6
Aluminium, gesamt	0,02	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Aluminium, gelöst	0,02	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chlorid	1	mg/L	125	109	105	93,9	59,4	105	44,8	84,7	61,6	54,8	45,8	116	110	105
Nitrat	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,5	< BG	< BG	2,7	< BG	< BG	< BG	< BG
Nitrit	0,01	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,02	< BG	< BG	0,04	< BG	< BG	< BG	< BG
Sulfat	1	mg/L	108	94,5	23,3	153	47,1	56,4	53	104	64	52,5	31,1	81,5	137	115
Sulfid	0,1	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,47	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phosphat, gesamt	0,01	mg/L	0,79	1,1	2,3	0,66	1,2	0,97	0,2	0,7	0,5	0,58	0,77	0,66	0,57	0,56
Silicium	0,1	mg/L	9,1	7,3	12,1	7,8	8,3	6,7	5,9	8,2	6	6,7	7	7,2	8,5	8,1
Cyanid, gesamt	0,01	mg/L	< BG	< BG	< BG	0,13	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,03	0,07	0,1
Cyanid, leicht freisetzbar	0,01	mg/L	-	-	-	< BG	-	-	-	-	-	< BG	-	< BG	< BG	< BG
TOC	0,2	mg/L	4,8	3,6	6,6	5,2	3,4	5	2	4,1	3,6	4,6	2,9	3,6	4,2	4,8
DOC	0,2	mg/L	4,2	3,2	5,8	4,6	3,2	4,7	2	3,5	3,3	4,5	2,7	3,4	3,5	4,1
SAK bei 254 nm	0,1	1/m	14,4	9,5	15,1	16,6	9,6	21,1	5	11,8	8,8	18,2	8,8	12,6	14,2	15
CSB	5	mg/L	13	9,1	17	22	7,8	21	< BG	9,6	10	12	7,2	9,8	10	13
MPN																
Gesamtkeimzahl	6,6E+00	Zellen/mL	7,7E+01	1,6E+02	1,1E+02	1,6E+02	1,1E+02	1,6E+02	2,6E+02	1,6E+02	1,6E+03	1,6E+03	4,2E+02	1,6E+02	1,6E+02	1,6E+03
Eisen(III)reduzierer	6,6E+00	Zellen/mL	1,5E+01	1,1E+02	2,3E+01	4,6E+02	6,6E+00	1,1E+02	6,6E+00	7,2E+01	3,6E+01	1,1E+03	< BG	1,5E+01	5,6E+01	2,6E+01
Sulfatreduzierer	6,6E+00	Zellen/mL	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	7,7E+01	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
HET (I) Verwerter	6,6E+00	Zellen/mL	< BG	< BG	1,5E+01	< BG	< BG	< BG	< BG	2,3E+01	6,6E+00	< BG	< BG	< BG	< BG	1,5E+01
HET (II) Verwerter	6,6E+00	Zellen/mL	7,2E+01	1,5E+01	2,6E+01	6,6E+00	6,6E+00	3,6E+01	6,6E+00	1,5E+01	< BG	3,6E+01	6,6E+00	< BG	2,3E+01	6,6E+00
PAK (I) Verwerter	6,6E+00	Zellen/mL	< BG	1,6E+02	< BG	7,2E+01	7,2E+01	1,6E+02	2,6E+01	6,6E+00	1,6E+02	1,6E+02	1,5E+01	2,6E+01	6,6E+00	2,6E+02
PAK (II) Verwerter	6,6E+00	Zellen/mL	< BG	2,6E+01	1,5E+01	< BG	< BG	1,1E+02	< BG	< BG	1,1E+02	< BG	< BG	3,6E+01	< BG	< BG
Denitrifikanten	6,6E+00	Zellen/mL	2,6E+01	< BG	6,6E+00	6,6E+00	1,5E+01	< BG	4,2E+01	< BG	2,3E+02	2,6E+01	< BG	< BG	6,6E+00	7,7E+01
BTEx Verwerter	2,0E+00	Zellen/mL	6,8E+00	1,1E+01	< BG	3,3E+01	1,3E+01	1,1E+01	< BG	< BG	< BG	1,7E+01	1,7E+01	1,1E+01	3,3E+01	2,2E+01
Toxizität																
LID			2	2	2	8	2	32	2	4	2	32	8	8	4	8
EC 20						15,0		3,8		47,0		5,6	17,7	12,8	42,4	21,5
EC 50						37,0		13,1				50,9	72,9	91,4		43,4
maximale Hemmung						59,9		81,1		22,4		53,9	41,4	44,3	24,8	53,0
			nicht toxisch	nicht toxisch	nicht toxisch				nicht toxisch		nicht toxisch					

Tabelle 35: Felddaten Germersheim Mai 2012, MAK-, PAK-, SCAP und NSO-HET-Konzentrationen (MAK- und PAK-Konzentrationen gemessen von der Abteilung Analytik, TZW)

Messtelle			GWM 20	GWM 21	GWM 25	GWM 26	GWM 27	GWM 10	GWM 11	GWM 15	GWM 17	GWM 18	GWM 1	GWM 2	GWM 3	GWM 4
Datum			02.05.12	02.05.12	02.05.12	02.05.12	02.05.12	03.05.12	03.05.12	03.05.12	03.05.12	03.05.12	08.05.12	08.05.12	09.05.12	07.05.12
Benzol	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,7	< BG	< BG	0,6	3,7	< BG	< BG	< BG	1,7
Toluol	0,5	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m-p-Xylol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	0,2	< BG	0,3
o-Xylol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Styrol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
iso-Propylbenzol (Cumol)	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,1	< BG	0,6	< BG	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe BTEX		µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,8	< BG	0,6	0,6	4,5	0,2	0,2	< BG	2,0
1,2,3-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,2,4-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,3,5-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
n-Propylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methyl-2-ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methyl-3-ethylbenzol																
und 1-Methyl-4-ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG
1,2-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,3-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,4-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,9
Indan	0,2	µg/L	< BG	< BG	12,0	3,1	< BG	0,8	< BG	1,1	2,5	1,8	< BG	< BG	0,5	< BG
Inden	0,2	µg/L	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	0,4	0,3	< BG	< BG
Summe übrige Monoaromaten		µg/L	< BG	< BG	12,3	3,1	< BG	2,8	< BG	1,1	2,5	2,2	0,6	0,3	0,5	0,9
Naphthalin	0,01	µg/L	0,04	0,04	0,06	0,06	0,10	< BG	0,26	< BG	0,06	< BG	0,62	1	0,14	0,29
Acenaphthylen	0,01	µg/L	< BG	< BG	0,12	0,13	6,7	2,9	< BG	0,69	0,07	2,7	0,03	0,04	1,2	3
Acenaphthen	0,01	µg/L	0,05	0,04	6,6	3,1	240	200	0,1	4,0	2,8	190	0,23	0,33	4,0	110
Fluoren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,03	0,25	12	< BG	2,8	< BG	0,76	< BG	< BG	0,45	16
Phenanthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,11	1,2	< BG	1,5	< BG	0,13	< BG	< BG	< BG	0,12
Anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,03	1,6	1,4	< BG	0,41	0,04	1,1	< BG	0,03	0,46	0,81
Fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,34	10	< BG	0,11	< BG	1,2	< BG	< BG	3	< BG
Pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,08	6,4	< BG	< BG	< BG	0,27	< BG	< BG	1,6	< BG
Benzo(a)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chrysen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(b)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(k)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(a)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indeno(1,2,3-cd)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenz(ah)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(ghi)perylene	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe EPA-PAK		µg/L	0,1	0,1	6,8	3,3	249,2	233,9	0,4	45,5	3,0	196,2	0,9	1,4	46,9	130,2
1-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	0,2	0,2	< BG	< BG	< BG
2-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG
1,1-Biphenyl	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG
Summe übrige PAK		µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,1	< BG	< BG	< BG	0,2	0,8	< BG	< BG	< BG
Chinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	1,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
6-Methylchinolin + 7-Methylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
8-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,6	2,0	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Isochinolin	4,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylisochinolin	2,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylisochinolin	2,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Carbazol	0,2	µg/L	< BG	< BG	0,4	0,2	< BG	5,1	< BG	4,6	< BG	4,5	< BG	< BG	< BG	19,1
Acridin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,5	< BG
Phenanthridin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Pyrrrol	1,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indol	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Thiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,5-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzothiophen	0,2	µg/L	< BG	< BG	0,3	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
5-Methylbenzothiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,8	0,6	< BG	0,4	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	0,4
3,5-Dimethylbenzothiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	0,1	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	0,1
Dibenzothiophen	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,7	1,3	< BG	< BG	< BG	0,6	< BG	< BG	< BG	1,3
4-Methyldibenzothiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	0,4	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	0,2	0,1
2-Phenylphenol	0,5	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo furan	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2+3-Methylbenzofuran	0,2	µg/L	< BG	< BG	1,0	0,3	5,3	2,2	< BG	1,6	1,1	4,6	< BG	< BG	0,7	4,8
2,3-Dimethylbenzofuran	0,1	µg/L	< BG	< BG	0,2	< BG	1,6	1,4	< BG	0,4	0,3	1,3	< BG	< BG	0,4	1,1
Dibenzofuran	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methyldibenzofuran	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	9,2	11,3	< BG	2,0	< BG	8,0	< BG	< BG	4,9	2,7
Xanthen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthenon	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe NSO HET		µg/L	< BG	< BG	1,9	0,8	18,7	27,0	< BG	8,9	1,3	20,8	< BG	< BG	6,7	29,5
Phenol	3,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
o-Kresol	1,5	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m+p-Kresol	3,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylphenol	2,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Ethylphenol	2,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylphenol	3,0	µg/L	< BG													

Messstelle					GWM 5	GWM 6	BE	GWM 7	GWM 8	GWM 9	GWM 12	GWM 13	GWM 14	GWM 16	GWM 19	GWM 22	GWM 23	GWM 24
Datum					07.05.12	08.05.12	07.05.12	08.05.12	08.05.12	08.05.12	07.05.12	07.05.12	07.05.12	08.05.12	08.05.12	09.05.12	09.05.12	08.05.12
Benzol	0,1	µg/L	< BG	< BG	91,0	200,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,8	< BG	< BG	< BG	7,6
Toluol	0,5	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,5	< BG	< BG	< BG	8,3
Ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	42,0	< BG	6,6	< BG	< BG	< BG	< BG	25,0	< BG	0,3	0,3	22,0	14,0
m-/p-Xylol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	11,0	< BG	5,9	< BG	< BG	< BG	< BG	4,6	< BG	< BG	< BG	< BG	12,0
o-Xylol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	5,8	< BG	3,8	< BG	< BG	< BG	< BG	2,1	< BG	< BG	< BG	< BG	0,6
Styrol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	9,0	< BG	< BG	< BG	< BG
iso-Propylbenzol (Cumol)	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	2,8	< BG	1,3	< BG	< BG	< BG	< BG	9,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe BTEx		µg/L	< BG	< BG	91,0	261,6	< BG	17,6	< BG	< BG	< BG	< BG	44,0	< BG	0,3	0,3	64,5	
1,2,3-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	3,7	< BG	4,1	< BG	< BG	< BG	< BG	3,6	< BG	< BG	< BG	< BG	2,1
1,2,4-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	7,1	< BG	6,6	< BG	< BG	< BG	< BG	6,1	< BG	< BG	< BG	< BG	5,9
1,3,5-Trimethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	2,2	< BG	2,9	< BG	< BG	< BG	< BG	1,4	< BG	< BG	< BG	< BG	2,6
n-Propylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	1,0	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	3,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methyl-2-ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	1,6	< BG	2,0	< BG	< BG	< BG	< BG	4,0	< BG	< BG	< BG	< BG	0,7
1-Methyl-3-ethylbenzol und 1-Methyl-4-ethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	3,0	< BG	7,5	< BG	< BG	< BG	< BG	3,6	< BG	< BG	< BG	< BG	2,8
1,2-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,3-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG	2,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,4-Diethylbenzol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	0,6	< BG	< BG	< BG	< BG	1,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indan	0,2	µg/L	< BG	< BG	1,8	78,0	< BG	110,0	< BG	< BG	< BG	< BG	130,0	< BG	1,2	0,4	6,9	
Inden	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	1,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	2,0	< BG	< BG	< BG	88,0
Summe übrige Monoaromaten		µg/L	< BG	< BG	1,8	98,8	< BG	135,3	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	158,8	< BG	1,2	0,4	109,0
Naphthalin	0,01	µg/L	0,027	0,24	0,2	110	0,34	660	0,03	0,05	0,03	83	0,23	0,72	0,69	180		
Acenaphthylen	0,01	µg/L	< BG	0,08	0,02	13	< BG	6,3	< BG	0,8	< BG	2,6	1,7	2,7	1	5,7		
Acenaphthen	0,01	µg/L	0,37	3	0,44	64	0,19	360	0,5	48	0,17	110	82	130	17	31		
Fluoren	0,01	µg/L	< BG	< BG	0,05	6,2	< BG	69	< BG	0,08	< BG	24	< BG	0,8	0,27	2		
Phenanthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,87	< BG	51	< BG	< BG	< BG	20	< BG				0,46	
Anthracen	0,01	µg/L	0,05	0,16	< BG	0,54	< BG	6,1	0,03	0,32	< BG	2,4	0,66	1,2	0,21	0,33		
Fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	0,86	0,04	1,1	< BG	11	< BG	0,03	< BG	3,7	0,82	6,8	0,19	0,21		
Pyren	0,01	µg/L	< BG	0,54	0,03	0,35	< BG	6,7	< BG	< BG	< BG	1,4	0,19	2,8	< BG	0,15		
Benzo(a)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chrysen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(b)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(k)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(a)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indeno(1,2,3-cd)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenz(ah)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(ghi)perylene	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe EPA-PAK		µg/L	0,4	4,9	0,8	196,1	0,5	1170,1	0,6	49,3	0,2	247,1	85,6	145,2	19,4	219,9		
1-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	18,0	< BG	130,0	< BG	< BG	< BG	< BG	25,0	< BG	0,3	< BG	6,1	
2-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	120,0	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	0,6	
1,1-Biphenyl	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	2,5	< BG	19,0	< BG	< BG	< BG	1,9	< BG	< BG	< BG	1,0	
Summe übrige PAK		µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	20,5	< BG	269,0	< BG	< BG	< BG	27,3	< BG	0,3	< BG	7,7	
Chinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	1,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	12,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
6-Methylchinolin + 7-Methylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
8-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	5,2	< BG	< BG	< BG	0,9	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	7,8	< BG	< BG	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Isoschinolin	4,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylisochinolin	2,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylisochinolin	2,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Carbazol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	3,0	< BG	34,1	0,2	< BG	< BG	44,1	0,3	0,4	< BG	2,9		
Acridin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,6	< BG	< BG	< BG		< BG	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenanthridin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG		< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Pyrrrol	1,0	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indol	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Thiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	
3-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	
2,3-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	
2,5-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	
Benzothiophen	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	15,8	< BG	77,8	< BG	< BG	< BG	< BG	22,2	< BG	< BG	< BG	< BG	9,9
2-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	4,8	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	0,3	
5-Methylbenzothiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,8	< BG	5,0	< BG	0,3	< BG	1,9	0,2	0,5	< BG	0,3		
3,5-Dimethylbenzothiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	0,5	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzothiophen	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	10,5	< BG	< BG	< BG	3,5	0,4	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methyldibenzothiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	0,5	< BG	0,2	< BG	0,3	0,1	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Phenylphenol	0,5	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	2,0	< BG	< BG	< BG	< BG	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo-furan	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	2,9	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	10,0
2+3-Methylbenzofuran	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	4,3	< BG	14,8	< BG	2,2	< BG	11,2	0,8	2,2	0,8	2,8		
2,3-Dimethylbenzofuran	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,9	< BG	3,5	< BG	0,8	< BG	2,5	0,5	1,2	0,2	0,6		
Dibenzofuran	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	4,7	< BG	73,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	1,2
2-Methyldibenzofuran	0,3	µg/L	< BG	1,5	< BG	5,5	< BG	18,1	< BG	1,7	< BG	34,6	6,1	9,6	1,5	1,9		
Xanthen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG		< BG	< BG	< BG			

9.7 Felddaten Vergleichsstandort I (Gaswerk)

Tabelle 36: Vor-Ort-Parameter und geochemische Parameter, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort I (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

			GWP 5 Feb 2013	GWP 5 Jul 2013	GWP 9 Feb 2013	GWP 9 Jul 2013	GWP-T1 Feb 2013	GWP-T1 Jul 2013	GWP 11 Feb 2013	GWP 11 Jul 2013	GWP 10 Jul 2013
Temperatur		°C	14,6	14,1	13,6	15,9	13,1	14,1	12,7	14,1	19,9
pH-Wert			6,7	7,0	6,6	6,8	7,4	7,4	6,5	6,8	7,2
Sauerstoff		mg/L	1,7	0,4	2,1	0,8	1,8	1,9	1,2	5,1	1,5
Redoxpotential		mV	-95	17	-5	27	-72	-8	234	29	3
Leitfähigkeit		µS/cm	2270	2070	2430	2310	3740	3370	1051	1311	2960
Ammonium	0,01	mg/L	24	15	10	7,9	3,4	2,9	0,6	0,5	0,2
Eisen	0,01	mg/L	17,3	39,4	2,6	5,9	0,5	0,4	0,05	0,03	0,07
Eisen, gelöst	0,01	mg/L	15,8	37,2	1,3	5,1	0,5	0,4	0,02	0,03	0,06
Mangan	0,005	mg/L	6,0	6,6	4,6	4,8	0,2	0,2	0,3	0,3	0,3
Chlorid	1	mg/L	153	126	201	209	914	838	107	130	525
Nitrat	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	35,6	4,5
Nitrit	0,01	mg/L	< BG	< BG	0,03	0,02	< BG	< BG	0,02	< BG	< BG
Sulfat	1	mg/L	583	471	704	712	253	239	124	209	382
Sulfid	0,1	mg/L	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Methan	10	µg/L	43	92	< BG	13	120	130	< BG	< BG	< BG
Phosphat, gesamt	0,01	mg/L	0,34	0,61	0,04	0,06	0,03	0,03	0,13	0,14	0,04
TOC	0,2	mg/L	7,4	5,2	3,5	3,4	3,4	2,4	5,3	3,6	2,8
DOC	0,2	mg/L	6,8	5,2	3,4	3,3	3,3	2,4	5,3	3,6	2,8
CSB	5	mg/L	26	23	11	9,9	13	15	13	8,7	11

Tabelle 37: MAK-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort I (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

	BG		GWP 5 Feb 2013	GWP 5 Jul 2013	GWP 9 Feb 2013	GWP 9 Jul 2013	GWP-T1 Feb 2013	GWP-T1 Jul 2013	GWP 11 Feb 2013	GWP 11 Jul 2013	GWP 10 Jul 2013
Benzol	0,1	µg/L	3,8	2,6	2,6	2,5	< BG	1,1	0,6	1,0	5
Toluol	0,5	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Ethylbenzol	0,2	µg/L	11	5,2	0,4	0,5	< BG	0,2	< BG	0,2	0,7
m-/p-Xylol	0,2	µg/L	0,9	1,2	< BG	0,9	< BG	0,6	< BG	0,4	1,4
o-Xylol	0,2	µg/L	1,7	0,9	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	0,5
Styrol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Cumol	0,2	µg/L	6	3,4	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indan	0,2	µg/L	4	2,5	< BG	1,0	< BG	0,6	0,4	0,6	1,8
Inden	0,2	µg/L	4	2,3	0,2	0,7	< BG	0,4	< BG	0,3	1,1
Summe Monoaromaten			31,4	18,1	3,2	6,0	< BG	2,8	0,9	2,4	10,5

Tabelle 38: PAK-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort I (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

	BG		GWP 5 Feb 2013	GWP 5 Jul 2013	GWP 9 Feb 2013	GWP 9 Jul 2013	GWP-T1 Feb 2013	GWP-T1 Jul 2013	GWP 11 Feb 2013	GWP 11 Jul 2013	GWP 10 Jul 3013
Naphthalin	0,01	µg/L	0,9	3,4	0,03	3,3	0,08	2,4	< BG	1,9	5,9
Acenaphthylen	0,01	µg/L	9,6	5,2	0,4	0,4	0,09	0,03	< BG	< BG	0,02
Acenaphthen	0,01	µg/L	96	70	3,8	4,5	0,9	0,5	0,03	0,2	1
Fluoren	0,01	µg/L	47	35	0,5	2,7	0,07	0,08	< BG	0,07	0,5
Phenanthren	0,01	µg/L	7,2	4,6	< BG	0,2	0,04	0,08	< BG	0,1	1,1
Anthracen	0,01	µg/L	1,6	0,8	0,09	0,2	0,08	0,04	< BG	0,02	0,07
Fluoranthren	0,01	µg/L	4,1	3,7	0,2	0,4	0,07	0,08	< BG	0,04	0,3
Pyren	0,01	µg/L	2,9	1,4	0,1	0,2	0,9	0,9	< BG	0,02	0,2
Benzo(a)anthracen	0,01	µg/L	0,3	0,07	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,02
Chrysen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(b)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(k)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(a)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indeno(1,2,3-cd)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenz(ah)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(ghi)perylene	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	2,9	1,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,5
2-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1,1-Biphenyl	0,2	µg/L	8,7	3,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe PAK		µg/L	181,1	129,1	5,2	11,9	2,2	4,1	0,03	2,3	9,6

Tabelle 39: NSO-HET-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort I

	BG		GWP 5 Feb 2013	GWP 5 Jul 2013	GWP 9 Feb 2013	GWP 9 Jul 2013	GWP-T1 Feb 2013	GWP-T1 Jul 2013	GWP 11 Feb 2013	GWP 11 Jul 2013	GWP 10 Jul 3013
Chinolin	0,3	µg/L	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	1	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
6+7-Methylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
8-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Isochinolin	4	µg/L	4,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylisochinolin	2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylisochinolin	2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indol	0,1	µg/L	0,1	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Acridin	0,3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenanthridin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Carbazol	0,2	µg/L	13,1	11,3	0,3	1,0	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4
Pyrrol	1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Thiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	0,3	0,3
3-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG
2,5-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzothiophen	0,2	µg/L	7,0	2,5	0,4	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4
2-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
5-Methylbenzothiophen	0,1	µg/L	1,6	0,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3,5-Dimethylbenzothiophen	0,1	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzothiophen	0,3	µg/L	5,3	2,4	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methyldibenzothiophen	0,1	µg/L	0,2	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Phenylphenol	0,5	µg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzofuran	0,2	µg/L	0,6	0,3	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	0,4
2+3-Methylbenzofuran	0,2	µg/L	2,9	1,1	< BG	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylbenzofuran	0,1	µg/L	0,9	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzofuran	0,1	µg/L	35,5	18,3	0,1	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	0,3
2-Methyldibenzofuran	0,3	µg/L	12,8	5,8	1,1	1,7	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthen	0,1	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthenon	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe NSO HET		µg/L	86,8	43,0	1,9	4,7	0,5	< BG	< BG	0,4	1,7

9.8 Felddaten Vergleichsstandort II (Imprägnierwerk)

Tabelle 40: Vor-Ort-Parameter und hydrochemische Parameter, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort II (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

	BG		BK 23 Feb 2013	BK 23 Jul 2013	BK 72 Feb 2013	BK 72 Jul 2013	BK 75 Feb 2013	BK 75 Jul 2013	BK 79 Feb 2013	BK 79 Jul 2013	BK 19 Feb 2013	BK 19 Jul 2013
Temperatur		°C	13,1	13,1	12,9	13,9	12,7	13,4	12,9	13,3	11,7	12,5
pH-Wert			7,2	7,5	7,3	7,6	7,3	7,5	7,1	7,3	7,2	7,8
Sauerstoff		mg/L	0,3	0,1	0,1	0,1	0,5	0,1	1,4	0,1	1,8	0,2
Redoxpotential		mV	45	-24	42	-24	39	-23	33	-12	41	-31
Leitfähigkeit		µS/cm	509	414	524	414	510	463	601	549	493	372
Ammonium	0,01	mg/L	0,2	0,2	0,1	0,1	0,2	0,2	0,4	0,4	< BG	0,03
Eisen	0,01	mg/L	1,1	0,6	2,3	2,2	1,6	1,6	2,4	2,3	< BG	0,03
Eisen, gelöst	0,01	mg/L	1,1	0,6	2,1	1,9	1,6	1,6	2,3	2,3	< BG	0,02
Mangan	0,005	mg/L	0,2	0,1	0,3	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	< BG	0,08
Chlorid	1	mg/L	33,6	24	26	17,9	27,4	27,7	51,6	51	14,7	15,5
Nitrat	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	6,2	2,4
Nitrit	0,01	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,04	0,03
Sulfat	1	mg/L	1,4	8,5	26,2	28,6	13,9	17,9	20,7	20,2	31,7	32,8
Sulfid	0,1	mg/L	0,2	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Methan	10	µg/L	4900	n.a.	60	n.a.	130	n.a.	59	n.a.	< BG	n.a.
Phosphat, gesamt	0,01	mg/L	0,2	0,2	0,1	0,2	0,2	0,2	0,3	0,3	0,03	0,04
TOC	0,2	mg/L	4,3	3,4	1,2	1,2	1,3	1,1	1,6	1,5	1,0	0,9
DOC	0,2	mg/L	3,9	3,1	1,1	1,1	1,2	1,1	1,5	1,5	1,0	0,9
SAK bei 254 nm	0,1	1/m	31,4	22,8	5,2	4,1	5	3,7	6	5	2,8	2,2
CSB	5	mg/L	29	16	< BG	< BG	5,3	< BG	< BG	< BG	5	< BG

Tabelle 41: MAK-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort II (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

			BK 23 Feb 2013	BK 23 Jul 2013	BK 72 Feb 2013	BK 72 Jul 2013	BK 75 Feb 2013	BK 75 Jul 2013	BK 79 Feb 2013	BK 79 Jul 2013	BK 19 Feb 2013	BK 19 Jul 2013
Benzol	0,5	µg/L	< BG	0,8	< BG	1,2	< BG	1,1	< BG	1,8	< BG	0,7
Toluol	0,5	µg/L	1,5	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Ethylbenzol	0,2	µg/L	23,0	11,0	< BG	0,3	< BG	0,3	< BG	0,3	< BG	< BG
m-/p-Xylol	0,2	µg/L	11,0	5,0	< BG	0,5	< BG	0,7	< BG	0,7	< BG	0,4
o-Xylol	0,2	µg/L	20,0	10,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Styrol	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Cumol	0,2	µg/L	8,3	5,4	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG
Indan	0,2	µg/L	520,0	320,0	0,2	0,6	0,8	12,0	< BG	0,4	< BG	0,3
Inden	0,2	µg/L	15,0	7,2	< BG	0,4	< BG	< BG	< BG	0,4	< BG	0,2
Summe Monoaromaten			598,8	360,3	0,2	2,9	0,8	14,4	< BG	3,6	< BG	1,6

Tabelle 42: PAK-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort II (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

	BG		BK 23 Feb 2013	BK 23 Jul 2013	BK 72 Feb 2013	BK 72 Jul 2013	BK 75 Feb 2013	BK 75 Jul 2013	BK 79 Feb 2013	BK 79 Jul 2013	BK 19 Feb 2013	BK 19 Jul 2013
Naphthalin	0,01	µg/L	3000	1900	3,3	0,9	1,1	1,2	1,4	1,1	2,5	0,9
Acenaphthylen	0,01	µg/L	12,0	7,2	0,6	0,3	1,6	0,8	< BG	< BG	0,03	< BG
Acenaphthen	0,01	µg/L	420,0	540,0	20,0	15,0	52,0	44,0	0,1	0,1	0,5	0,1
Fluoren	0,01	µg/L	140,0	160,0	0,3	0,1	0,2	0,5	0,1	0,1	0,2	0,0
Phenanthren	0,01	µg/L	110,0	140,0	0,3	0,1	0,1	0,1	0,1	0,2	0,2	0,0
Anthracen	0,01	µg/L	6,5	5,5	0,5	0,2	0,3	0,1	< BG	< BG	0,03	< BG
Fluoranthren	0,01	µg/L	7,3	7,5	0,8	0,7	< BG	< BG	0,03	0,04	0,04	< BG
Pyren	0,01	µg/L	3,0	3,1	0,3	0,3	< BG	< BG	< BG	0,03	0,03	< BG
Benzo(a)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chrysen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(b)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(k)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(a)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indeno(1,2,3-cd)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenz(ah)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(ghi)perylene	0,01	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	460,0	340,0	0,4	< BG	< BG	2,2	< BG	< BG	0,3	< BG
2-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	510,0	110,0	0,7	< BG	< BG	< BG	0,2	< BG	0,6	0,8
1,1-Biphenyl	0,2	µg/L	81,0	58,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe PAK		µg/L	4749,8	3271,3	27,2	17,5	55,5	48,9	2,0	1,5	4,5	1,9

Tabelle 43: NSO-HET-Konzentrationen, Februar und Juli 2013, Vergleichsstandort II

	BG		BK 23 Feb 2013	BK 23 Jul 2013	BK 72 Feb 2013	BK 72 Jul 2013	BK 75 Feb 2013	BK 75 Jul 2013	BK 79 Feb 2013	BK 79 Jul 2013	BK 19 Feb 2013	BK 19 Jul 2013
Chinolin	0,3	µg/L	1,1	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	1	µg/L	5,6	4,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methylchinolin	0,3	µg/L	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
6 + 7-Methylchinolin	0,3	µg/L	1,8	1,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
8-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	2,0	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	10,3	7,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Isochinolin	4	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylisochinolin	2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylisochinolin	2	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indol	0,1	µg/L	0,3	0,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Acridin	0,3	µg/L	5,0	5,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenanthridin	0,2	µg/L	0,6	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Carbazol	0,2	µg/L	118,4	81,5	0,6	0,2	0,2	1,0	< BG	< BG	0,5	0,3
Pyrrrol	1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Thiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,5-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzothiophen	0,2	µg/L	195,5	83,8	1,3	< BG	0,8	< BG	0,3	< BG	0,7	< BG
2-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	8,5	3,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	18,0	8,4	< BG	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG
5-Methylbenzothiophen	0,1	µg/L	13,8	7,6	0,2	< BG	0,3	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG
3,5-Dimethylbenzothiophen	0,1	µg/L	1,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzothiophen	0,3	µg/L	14,8	11,8	0,9	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	0,6	< BG
2-Phenylphenol	0,5	µg/L	2,6	0,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methyldibenzothiophen	0,1	µg/L	1,0	1,9	0,1	< BG	< BG	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzofuran	0,2	µg/L	0,8	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2+3-Methylbenzofuran	0,2	µg/L	20,5	9,9	0,5	0,5	0,8	1,0	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylbenzofuran	0,1	µg/L	4,0	2,4	0,3	0,1	0,3	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzofuran	0,1	µg/L	209,2	148,2	2,6	0,1	0,7	0,1	0,3	< BG	2,0	0,2
2-Methyldibenzofuran	0,3	µg/L	21,8	16,1	4,3	4,1	1,4	1,2	< BG	< BG	0,7	< BG
Xanthen	0,1	µg/L	0,1	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthenon	0,1	µg/L	0,9	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe NSO HET		µg/L	657,9	398,3	10,7	5,6	4,6	4,6	0,5	0,0	4,4	0,5

9.9 Felddaten Vergleichsstandort III (Imprägnierwerk)

Tabelle 44: Vor-Ort-Parameter und geochemische Parameter Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III (alle Parameter außer Vor-Ort-Parameter analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

			GW 37 F Feb 2013	GW 37 F Jul 2013	GW 37 T Feb 2013	GW 37 T Jul 2013	GW 10 Feb 2013	GW 10 Jul 2013	GW 11 Feb 2013	GW 11 Jul 2013	GW 12 Feb 2013	GW 12 Jul 2013	GW 42 F Aug 2013	GW 42 T Aug 2013
Temperatur		°C	10,7	12,7	11,6	keine	12,7	13,3	13,4	13,2	13,3	13,0	11,3	10,5
pH-Wert			7,4	7,4	7,2	Messung	7,1	7,1	7,1	7,1	7,2	7,1	7,3	7,3
Sauerstoff		mg/L	0,2	0,9	0,2		1,3	1,7	1,6	0,4	0,8	0,5	0,7	0,2
Redoxpotential		mV	-142	-22	-172		-112	-6	-61	8	23	-11	-147	-169
Leitfähigkeit		µS/cm	1430	1223	1387		1471	1384	1323	1008	884	830	2040	1701
Ammonium	0,01	mg/L	1,1	1,1	2,2	2,2	0,9	1,0	0,1	0,4	0,02	< BG	0,08	0,4
Eisen	0,01	mg/L	0,2	0,2	8,0	7,9	4,2	4,2	0,6	1,6	0,2	< BG	1,0	0,7
Eisen, gelöst	0,01	mg/L	0,2	0,2	7,8	7,7	4,2	4,1	0,6	1,6	0,01	< BG	0,3	0,7
Mangan	0,005	mg/L	0,6	0,5	0,2	0,2	1,2	1,1	0,6	1,1	0,208	0,153	0,3	0,6
Chlorid	1	mg/L	200	171	152	172	169,0	182,0	154,0	69,6	60	90,3	305,0	235,0
Nitrat	0,5	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	12,7	1,5	6,3	5,3	< BG	< BG
Nitrit	0,01	mg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,03	0,03	< BG	< BG	< BG	< BG
Sulfat	1	mg/L	64,8	54,8	6	7,5	14,9	5,6	67	57,4	50,2	42,8	254	175
Sulfid	0,1	mg/L	0,6	0,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Methan	10	µg/L	2200	2400	2300	2300	1400	1600	76	170	< BG	< BG	45	80
Phosphat, gesamt	0,01	mg/L	0,3	0,3	0,2	0,2	0,2	0,2	0,4	0,2	0,2	0,02	0,6	0,6
TOC	0,2	mg/L	4,9	4,4	66	200	9,5	8,4	4,2	4,2	1,9	1,8	6,1	5,8
DOC	0,2	mg/L	4,6	4,2	41	110	9,2	8	4	4	1,9	1,8	6	5,8
CSB	5	mg/L	19	13	2200	720	44	35	19	15	6,2	< BG	16	12

Tabelle 45: MAK-Konzentrationen Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

	BG		GW 37 F Feb 2013	GW 37 F Jul 2013	GW 37 T Feb 2013	GW 37 T Jul 2013	GW 10 Feb 2013	GW 10 Jul 2013	GW 11 Feb 2013	GW 11 Jul 2013	GW 12 Feb 2013	GW 12 Jul 2013	GW 42 F Aug 2013	GW 42 T Aug 2013
Benzol	0,5	µg/L	3,2	4,3	37	45	7,8	7,4	2,4	2,5	< BG	0,58	< BG	< BG
Toluol	0,5	µg/L	0,65	0,58	310	370	8,8	6	11	4,6	< BG	< BG	< BG	< BG
Ethylbenzol	0,2	µg/L	9,6	18	390	550	120	97	24	7,4	1,2	0,26	< BG	< BG
m-/p-Xylol	0,2	µg/L	1,1	1,2	520	830	50	48	37	12	0,84	0,44	< BG	< BG
o-Xylol	0,2	µg/L	1,1	0,58	280	390	41	30	15	6,1	0,45	< BG	< BG	< BG
Styrol	0,2	µg/L	< BG	< BG	45	56	< BG	< BG	0,28	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Cumol	0,2	µg/L	44	46	180	280	28	22	2,8	2,3	< BG	< BG	< BG	< BG
Indan	0,2	µg/L	3,8	4,3	3200	5000	740	640	130	52	7,7	0,9	< BG	< BG
Inden	0,2	µg/L	2,9	2,8	3300	4600	28	9,4	55	20	0,67	0,32	< BG	< BG
Summe Monoaromaten		µg/L	66,35	77,76	8262	12121	1023,6	859,8	277,48	106,9	10,86	2,5	< BG	< BG

Tabelle 46: PAK-Konzentrationen im Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III (analysiert von der Abteilung Analytik, TZW)

	BG		GW 37 F Feb 2013	GW 37 F Jul 2013	GW 37 T Feb 2013	GW 37 T Jul 2013	GW 10 Feb 2013	GW 10 Jul 2013	GW 11 Feb 2013	GW 11 Jul 2013	GW 12 Feb 2013	GW 12 Jul 2013	GW 42 F Aug 2013	GW 42 T Aug 2013
Naphthalin	0,01	µg/L	16	15	130000	19000	3100	2100	1200	570	31	2,6	< BG	< BG
Acenaphthylen	0,01	µg/L	6,6	5,6	1000	360	6,1	4,4	2,8	2	0,0	< BG	< BG	1,2
Acenaphthen	0,01	µg/L	220	360	22000	18000	250	310	64	120	0,8	0,3	0,6	98
Fluoren	0,01	µg/L	90	150	18000	16000	70	89	58	90	0,3	0,2	0,05	6,7
Phenanthren	0,01	µg/L	1,7	2,1	39000	35000	58	90	29	35	0,1	0,3	< BG	< BG
Anthracen	0,01	µg/L	3,7	3,9	5000	2200	3,4	2,6	3,6	4,2	0,02	0,08	< BG	0,9
Fluoranthren	0,01	µg/L	8,1	13	12000	11000	5,2	6	16	26	0,1	0,1	< BG	0,1
Pyren	0,01	µg/L	3,3	5,3	8100	3500	2,1	2,3	7,9	13	0,04	0,1	< BG	< BG
Benzo(a)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	1300	620	0,2	0,2	0,34	0,48	< BG	< BG	< BG	< BG
Chrysen	0,01	µg/L	< BG	< BG	650	360	< BG	0,2	0,25	0,18	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(b)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	760	330	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(k)fluoranthren	0,01	µg/L	< BG	< BG	260	150	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(a)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	410	210	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indeno(1,2,3-cd)pyren	0,01	µg/L	< BG	< BG	280	68	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenz(ah)anthracen	0,01	µg/L	< BG	< BG	120	25	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzo(ghi)perylene	0,01	µg/L	< BG	< BG	200	43	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	2,4	1,8	8400	7800	360	300	85	45	1,5	0,2	< BG	< BG
2-Methylnaphthalin	0,2	µg/L	0,63	0,49	17000	13000	270	180	130	38	1,1	< BG	< BG	< BG
1,1-Biphenyl	0,2	µg/L	1,2	1,4	3700	3400	48	44	22	8,8	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe PAK		µg/L	353,6	558,6	268180,0	131066,0	4173,0	3128,7	1618,9	952,7	35,1	3,7	0,6	106,9

Tabelle 47: NSO-HET-Konzentrationen Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III

			GW 37 F Feb 2013	GW 37 F Jul 2013	GW 37 T Feb 2013	GW 37 T Jul 2013	GW 10 Feb 2013	GW 10 Jul 2013	GW 11 Feb 2013	GW 11 Jul 2013	GW 12 Feb 2013	GW 12 Jul 2013	GW 42 F Aug 2013	GW 42 T Aug 2013
Chinolin	0,3	µg/L	0,9	0,6	24,7	141,0	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	1	µg/L	< BG	< BG	32,0	179,0	< BG	< BG	3,4	1,1	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	< BG	19,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	13,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
6- + 7-Methylchinolin	0,3	µg/L	0,4	0,8	30,1	124,6	0,9	< BG	0,8	0,5	< BG	< BG	< BG	0,8
8-Methylchinolin	0,2	µg/L	< BG	< BG	4,1	467,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	0,9	< BG	56,4	724,4	0,9	< BG	< BG	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylchinolin	0,3	µg/L	< BG	< BG	265,0	2293,6	5,6	3,3	3,4	1,6	< BG	< BG	< BG	< BG
Isochinolin	4	µg/L	7,4	< BG	159,2	216,8	5,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylisochinolin	2	µg/L	< BG	< BG	< BG	10,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylisochinolin	2	µg/L	< BG	< BG	< BG	143,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indol	0,1	µg/L	< BG	0,4	2,0	69,5	0,2	0,3	0,9	0,4	< BG	< BG	< BG	0,2
Acridin	0,3	µg/L	< BG	0,4	49,2	3541,1	1,1	0,7	2,5	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenanthridin	0,2	µg/L	0,3	< BG	39,0	327,2	0,5	< BG	0,8	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG
Carbazol	0,2	µg/L	29,6	40,4	849,9	4344,6	31,9	40,4	12,5	13,8	0,5	< BG	< BG	6,4
Pyrrrol	1	µg/L	< BG	< BG	< BG	21,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Thiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	< BG	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	1,5	2,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	2,2	3,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,5-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	2,5	5,7	0,5	0,2	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylthiophen	0,1	µg/L	< BG	< BG	4,3	9,1	0,5	0,3	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzothiophen	0,2	µg/L	2,7	2,9	4404,0	15507,5	288,6	122,8	84,9	25,5	3,3	< BG	< BG	< BG
2-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	< BG	< BG	180,3	232,0	4,6	1,9	1,5	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylbenzothiophen	0,2	µg/L	< BG	0,3	353,1	1593,8	11,7	5,0	3,6	1,0	< BG	< BG	< BG	0,3
5-Methylbenzothiophen	0,1	µg/L	2,6	1,6	202,0	1013,4	12,4	5,2	2,4	1,1	0,1	< BG	< BG	0,8
3,5-Dimethylbenzothiophen	0,1	µg/L	0,3	0,2	40,2	195,4	0,8	0,5	0,2	0,2	< BG	< BG	< BG	0,2
Dibenzothiophen	0,3	µg/L	7,6	5,1	1372,0	8852,4	6,5	4,3	13,4	8,6	< BG	< BG	< BG	0,5
2-Phenylphenol	0,5	µg/L	< BG	0,5	100,3	404,0	5,9	2,4	4,5	1,1	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methyldibenzothiophen	0,1	µg/L	0,4	1,0	140,1	840,2	0,7	1,4	0,9	1,0	< BG	< BG	< BG	0,7
Benzofuran	0,2	µg/L	< BG	< BG	921,5	2183,4	6,1	4,2	25,3	7,3	0,3	< BG	< BG	< BG
2+3-Methylbenzofuran	0,2	µg/L	9,3	6,4	264,4	1048,6	28,6	14,9	6,0	2,8	0,4	< BG	< BG	3,3
2,3-Dimethylbenzofuran	0,1	µg/L	1,9	1,2	51,2	340,5	3,4	1,6	0,6	0,6	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzofuran	0,1	µg/L	12,7	9,1	7954,1	54665,9	137,1	90,4	37,5	31,5	0,5	< BG	< BG	0,1
2-Methyldibenzofuran	0,3	µg/L	12,6	9,0	2073,0	14431,2	11,0	7,5	21,1	13,8	< BG	< BG	< BG	1,0
Xanthen	0,1	µg/L	< BG	< BG	16,1	138,8	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthenon	0,1	µg/L	< BG	< BG	9,9	201,2	0,9	0,3	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe NSO HET		µg/L	89,6	79,8	19617,8	114292,9	567,1	307,5	226,7	114,5	5,1	< BG	< BG	14,1

Tabelle 48: SCAP-Konzentrationen Februar und Juli/August 2013, Vergleichsstandort III

	BG		GW 37 F Feb 2013	GW 37 F Jul 2013	GW 37 T Feb 2013	GW 37 T Jul 2013	GW 10 Feb 2013	GW 10 Jul 2013	GW 11 Feb 2013	GW 11 Jul 2013	GW 12 Feb 2013	GW 12 Jul 2013	GW 42 F Aug 2013	GW 42 T Aug 2013
Phenol	3	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	4,5	< BG
o-Kresol	1,5	µg/L	< BG	< BG	< BG	2,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m+p-Kresol	3	µg/L	< BG	< BG	3,7	63,8	7,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	3,9	< BG
2,6-Dimethylphenol	2	µg/L	< BG	2,4	10,5	135,0	25,9	5,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Ethylphenol	2	µg/L	< BG	< BG	2,7	< BG	3,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylphenol	3	µg/L	< BG	< BG	18,5	169,1	34,6	4,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,5-Dimethylphenol	2,5	µg/L	< BG	< BG	11,7	99,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Ethylphenol	4	µg/L	< BG	< BG	1,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl+3,5-Dimethylphenol	4	µg/L	< BG	< BG	15,8	< BG	16,9	5,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylphenol	5	µg/L	< BG	< BG	9,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3,4-Dimethylphenol	3,5	µg/L	< BG	< BG	5,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Isopropyl+2,4,6-Trimethylphenol	3	µg/L	< BG	< BG	17,8	< BG	23,6	5,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Propylphenol	2,5	µg/L	< BG	< BG	1,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3+4-Isopropyl+2,3,6-Trimethylphenol	7,5	µg/L	< BG	< BG	14,2	76,9	11,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3+4-Propylphenol	7	µg/L	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	8	µg/L	< BG	< BG	22,6	247,0	25,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3,4,5-Trimethylphenol	4,5	µg/L	< BG	< BG	4,5	489,6	11,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe SCAP		µg/L	< BG	2,4	139,8	1283,5	160,5	20,8	8,8	< BG	< BG	< BG	8,3	< BG

9.10 Ergebnisse der Abbaubersuche eisen(III)reduzierend/aerob

Abbaubersuch Grundwasser GWM 15 Eisen(III)red./aerob Versuchsansatz FE 1 Inkubation: Raumtemperatur			1300 mg Eisen zudosiert NSO-HET Stammlösung SCAP-Stammlösung										nach Probenahme Zugabe von Luftsauerstoff	
Parameter	Einheit	BG	06.06.12	11.06.12	05.07.12	23.07.12	24.08.12	24.09.12	30.10.12	13.12.12	09.01.13	18.04.13		
Versuchsdauer	Tage			0	24	42	74	105	141	185	212	310		
Benzol	µg/L	0,4	5,9	655,2	524,9	604,0	492,2	454,1	622,3	96,2	509,9	376,6		
Toluol	µg/L	0,4	2,0	652,1	624,3	610,1	503,3	450,3	504,9	74,2	50,7	< BG		
Ethylbenzol	µg/L	0,3	0,6	599,2	631,0	537,5	432,9	398,9	318,4	43,5	38,5	< BG		
m-, p-Xylol	µg/L	0,5	8,0	1324,9	1375,1	534,0	248,1	96,6	40,0	5,2	< BG	< BG		
o-Xylol	µg/L	0,3	1,7	674,0	740,6	626,4	506,5	479,9	598,5	43,0	765,2	391,8		
Cumol	µg/L	0,3	3,7	3,6	3,2	2,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Indan	µg/L	0,3	2,9	79,0	96,9	61,1	54,7	96,7	70,6	< BG	< BG	< BG		
Inden	µg/L	0,1	0,3	83,5	97,8	86,2	68,1	34,0	38,9	10,9	86,4	57,5		
Summe BTEX	µg/L		22,0	3908,9	3899,0	2914,6	2183,0	1879,8	2084,1	262,1	1364,3	768,4		
Summe MAK	µg/L		25,2	4071,5	4093,7	3061,9	2305,8	2010,5	2193,5	273,0	1450,7	825,8		
Naphthalin	µg/L	0,2	0,2	205,5	196,7	104,7	102,0	89,2	47,7	< BG	< BG	< BG		
2-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	< BG	247,9	242,6	131,0	121,7	106,0	44,1	< BG	< BG	< BG		
1-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	0,6	517,7	508,7	277,6	220,9	221,8	226,7	169,7	136,1	139,0		
1,4-Dimethylnaphthalin	µg/L	0,2	0,2	324,4	317,1	176,3	156,0	152,3	159,6	133,5	123,7	144,3		
Acenaphthen	µg/L	0,2	7,8	26,4	25,9	14,5	11,0	11,3	5,3	19,1	9,0	10,9		
Summe PAK	µg/L		8,7	1321,8	1291,1	704,2	611,6	580,6	483,3	322,3	268,7	294,1		
Thiophen	µg/L	0,1	< BG	887,3	734,2	714,5	800,6	764,3	1203,9	449,9	792,0	609,4		
2-Methylthiophen	µg/L	0,1	0,1	401,0	390,8	387,3	382,4	367,9	465,1	133,4	350,9	226,2		
3-Methylthiophen	µg/L	0,1	0,1	242,8	243,3	242,3	240,3	232,5	293,7	89,4	253,1	162,3		
2,3-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	< BG	207,7	228,4	200,9	203,0	202,5	246,0	70,0	293,1	156,0		
2,5-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	0,1	208,1	222,8	175,1	159,1	142,7	136,4	32,1	124,5	65,6		
Benzothiophen	µg/L	0,2	0,2	94,4	113,8	85,8	83,6	76,9	93,7	29,1	112,7	65,7		
2-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	< BG	98,5	119,2	89,7	82,6	79,0	90,5	26,6	102,7	56,0		
3-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	< BG	95,3	113,6	85,6	75,9	69,8	81,6	25,7	106,1	60,3		
5-Methylbenzothiophen	µg/L	0,1	0,2	175,6	217,0	162,3	142,7	132,9	159,7	39,5	181,2	102,6		
3,5-Dimethylbenzothiophen	µg/L	0,3	< BG	167,5	225,3	168,2	148,8	134,6	157,1	36,0	200,8	110,4		
Dibenzothiophen	µg/L	4,0	< BG	68,3	100,6	62,3	54,9	49,6	55,3	16,5	107,6	57,1		
4-Methyldibenzothiophen	µg/L	0,1	0,1	66,1	54,4	48,3	50,5	51,3	60,2	63,4	49,8	53,2		
2-Phenylphenol	µg/L	0,2	0,2	88,0	127,9	90,4	84,2	74,2	86,0	25,7	16,3	< BG		
Benzofuran	µg/L	0,2	0,2	240,2	283,4	161,3	24,1	5,2	< BG	< BG	< BG	0,0		
2+3-Methylbenzofuran	µg/L	1,0	1,4	338,2	420,5	284,3	266,9	254,4	317,5	78,2	501,3	230,7		
2,3-Dimethylbenzofuran	µg/L	0,1	0,3	159,7	193,3	147,4	131,9	129,1	150,1	41,5	167,7	86,9		
Dibenzofuran	µg/L	0,2	0,2	86,7	118,9	81,2	71,8	62,8	72,4	17,5	112,8	59,3		
2-Methyldibenzofuran	µg/L	2,0	< BG	0,5	0,4	0,3	0,4	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG		
Xanthen	µg/L	2,0	< BG	71,3	96,3	64,7	58,8	54,1	64,5	16,9	96,2	51,0		
Xanthenon	µg/L	0,3	< BG	69,3	100,6	60,9	55,3	60,7	59,3	61,7	62,8	53,2		
Chinolin	µg/L	0,2	0,6	197,4	242,8	184,6	94,5	63,3	28,2	5,9	< BG	< BG		
Isochinolin	µg/L	0,3	< BG	202,9	244,5	191,0	153,8	116,1	116,5	32,3	9,3	< BG		
Indol	µg/L	0,3	< BG	109,7	136,0	98,5	5,7	0,9	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Methylchinolin	µg/L	0,1	0,6	188,5	237,1	178,9	81,3	137,1	150,0	34,2	184,4	86,7		
8-Methylchinolin	µg/L	0,3	1,5	138,2	163,7	125,9	108,2	92,8	94,3	21,6	< BG	< BG		
3-Methylisochinolin	µg/L	0,5	< BG	93,5	115,0	82,9	71,8	57,1	59,9	17,1	36,6	2,4		
1-Methylisochinolin	µg/L	0,1	< BG	211,1	268,6	203,0	177,0	146,5	151,9	33,8	215,2	120,6		
6- + 7- Methylchinolin	µg/L	0,3	0,4	400,9	568,0	358,4	311,7	239,0	123,7	48,5	< BG	< BG		
3-Methylchinolin	µg/L	0,1	0,4	192,0	255,9	180,3	155,4	118,7	114,1	21,9	4,4	< BG		
4-Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	185,1	241,0	180,2	145,2	92,3	81,5	18,1	2,0	< BG		
2,6-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	< BG	95,5	129,1	86,3	79,1	58,8	61,3	18,3	101,0	55,4		
2,4-Dimethylchinolin	µg/L	0,2	< BG	226,1	310,6	224,2	210,2	164,8	177,0	41,4	268,0	144,2		
Acridin	µg/L	0,2	< BG	88,5	131,9	47,7	31,4	26,7	20,0	10,7	3,9	6,9		
Phenanthridin	µg/L	0,1	0,1	75,9	111,6	65,0	59,0	47,3	42,6	9,1	< BG	< BG		
Carbazol	µg/L	0,1	0,9	72,9	68,6	59,2	30,0	55,1	33,1	67,8	56,9	63,4		
Summe NSO-HET	µg/L		7,7	6244,7	7329,0	5579,0	4832,3	4361,2	5047,1	1633,7	4512,8	2685,3		
Phenol	µg/L	3	< BG	401,3	314,4	22,2	2,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
o-Kresol	µg/L	1,5	< BG	1357,9	1423,8	2278,1	963,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
m+p-Kresol	µg/L	3	< BG	1464,2	403,9	2,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,3-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	264,6	270,1	328,2	101,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	1342,9	1316,6	522,6	234,3	18,9	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,5-Dimethylphenol	µg/L	2,5	< BG	260,0	270,8	216,1	126,5	60,4	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,6-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	304,8	308,7	375,8	301,4	316,0	367,1	400,4	395,3	377,3		
3,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	304,9	304,5	394,2	307,8	47,9	15,4	< BG	< BG	< BG		
2-Ethylphenol	µg/L	2	< BG	1231,2	1244,0	1750,3	1361,9	976,2	0,0	0,0	0,0	0,0		
4-Ethylphenol	µg/L	4	< BG	269,0	68,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3-Ethyl+3,5-Dimethylphenol	µg/L	4	< BG	817,4	233,2	312,9	229,1	75,9	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Isopropyl+2,4,6-Trimethylphenol	µg/L	3	< BG	839,5	833,6	1098,6	890,0	1090,2	1056,2	1050,2	1053,3	1067,3		
2-Propylphenol	µg/L	2,5	< BG	515,7	516,2	717,2	496,7	731,8	721,4	529,4	580,1	481,7		
3+4-Isopropyl+2,3,6-Trimethylphenol	µg/L	7,5	< BG	1042,4	1045,4	1372,8	994,1	388,6	389,4	425,6	333,3	325,7		
3+4-Propylphenol	µg/L	7	< BG	956,2	68,8	25,2	20,2	8,3	< BG	< BG	< BG	< BG		
3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	µg/L	8	< BG	668,4	676,4	934,5	720,5	1195,4	913,3	341,7	< BG	< BG		
3,4,5-Trimethylphenol	µg/L	4,5	< BG	310,2	307,3	391,8	292,2	342,1	330,0	374,5	366,6	401,2		
Summe SCAP	µg/L		< BG	12350,4	9605,9	10743,1	7041,8	5251,6	3792,9	3121,8	2728,6	2653,3		
Chlorid	mg/L	0,5	38,1	39,4	40,1	39,8	41,2	37,1	n.g.	43,7	40,6	42,3		
Nitrit	mg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	n.g.	< BG	< BG	< BG		
Nitrat	mg/L	1	1,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	n.g.	< BG	< BG	< BG		
Phosphat	mg/L	1	3,9	2,2	2,1	n.g.	2,7	2,5	n.g.	3,2	3,8	3,1		
Sulfat	mg/L	1	65,0	68,3	68,0	68,9	68,0	66,3	n.g.	67,1	66,8	71,0		
Eisen(II)	mg/L	0,01	1,9	1,0	4,4	11,9	11,6	16,7	16,5	18,3	n.g.	23,5		
Eisen ges.	mg/L	0,01	2,0	132,0	145,0	135,0	130,0	128,0	140,0	134,0	n.g.	142,0		
TOX	LID-Wert		2	n.n.	128,0	n.n.	64,0	128,0	n.g.	32	n.g.	n.g.		
MPN (Eisen(III)reduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	2,6E+00	2,3E+01	n.g.	1,6E+02	7,7E+02	1,6E+03	n.g.	2,3E+03	n.g.	2,3E+03		
MPN (Sulfatreduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	6,6E+00	2,6E+00	n.g.	2,6E+00	6,6E+00	n.g.	n.g.	6,6E+00	n.g.	6,6E+00		
Sauerstoff	mg/L	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Redoxpotenzial (korrigiert)	mV	-	89,9	9,8	52,4	18,1	-18,9	-26,6	-9,1	-16,1	-40,4	-52,1		
Redoxpotenzial (gemessen)	mV	-	-133,0	-200,0	-157,0	-193,0	-229,5	-237,0	-220,0	-249,5	-249,5	-260,0		
pH	-	-	7,1	6,9	7,0	6,9	7,2	7,4	7,1	7,7	7,5	7,6		
Temperatur	°C	-	12,3	21,2	21,8	19,3	20,0	20,3	19,5	21,8	22,3	24,0		

**Abbauversuch Grundwasser GWM 15
Eisen(III)red./aerob Versuchsansatz FE 1
Inkubation: Raumtemperatur**

aerobe Versuchsbedingungen

Parameter	Einheit	BG	26.04.13	07.05.13	27.05.13	03.06.13	18.06.13	01.07.13	26.07.13	09.08.14
Versuchsdauer	Tage		317	328	348	366	388	405	430	445
Benzol	µg/L	0,4	436,6	276,7	181,9	146,9	42,3	< BG	< BG	< BG
Toluol	µg/L	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Ethylbenzol	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m-, p-Xylol	µg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
o-Xylol	µg/L	0,3	541,3	388,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Cumol	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indan	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Inden	µg/L	0,1	26,6	12,4	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe BTEX	µg/L		977,9	664,9	181,9	146,9	42,3	< BG	< BG	< BG
Summe MAK	µg/L		1004,5	677,3	182,1	146,9	42,3	< BG	< BG	< BG
Naphthalin	µg/L	0,2	< BG	< BG	0,0	0,0	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	172,2	70,0	16,2	8,9	0,3	< BG	< BG	< BG
1,4-Dimethylnaphthalin	µg/L	0,2	167,8	118,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Acenaphthen	µg/L	0,2	15,0	4,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe PAK	µg/L		355,0	193,3	16,2	8,9	0,3	< BG	< BG	< BG
Thiophen	µg/L	0,1	777,3	748,8	532,8	740,5	393,5	287,5	314,0	340,5
2-Methylthiophen	µg/L	0,1	173,1	165,8	100,8	138,0	34,7	22,9	25,9	28,8
3-Methylthiophen	µg/L	0,1	150,8	148,1	102,4	143,2	52,6	39,7	42,9	46,2
2,3-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	197,3	189,6	53,8	58,0	3,1	0,8	< BG	< BG
2,5-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	104,8	81,4	0,9	1,0	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzothiophen	µg/L	0,2	22,8	1,0	0,4	0,9	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	56,5	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	29,1	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
5-Methylbenzothiophen	µg/L	0,1	143,2	7,2	0,6	0,8	0,4	< BG	< BG	< BG
3,5-Dimethylbenzothiophen	µg/L	0,3	156,4	4,0	2,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzothiophen	µg/L	4,0	61,0	1,0	5,3	1,2	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methyldibenzothiophen	µg/L	0,1	4,8	2,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Phenylphenol	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzofuran	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	0,0	< BG	< BG	< BG
2+3-Methylbenzofuran	µg/L	1,0	167,7	18,5	0,3	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylbenzofuran	µg/L	0,1	133,5	15,7	6,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzofuran	µg/L	0,2	75,0	5,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methyldibenzofuran	µg/L	2,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthen	µg/L	2,0	60,3	31,5	2,3	0,7	1,2	0,6	< BG	< BG
Xanthenon	µg/L	0,3	65,3	66,8	33,7	42,1	< BG	< BG	< BG	< BG
Chinolin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Isochinolin	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indol	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	µg/L	0,1	170,4	86,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
8-Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylisochinolin	µg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylisochinolin	µg/L	0,1	180,2	142,6	90,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
6- + 7- Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylchinolin	µg/L	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	80,4	60,3	14,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylchinolin	µg/L	0,2	213,1	224,6	187,3	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG
Acridin	µg/L	0,2	42,7	21,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenanthridin	µg/L	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Carbazol	µg/L	0,1	4,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe NSO-HE1	µg/L		3070,6	2023,2	1134,5	1126,7	485,4	351,6	382,8	415,5
Phenol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
o-Kresol	µg/L	1,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m+p-Kresol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,5-Dimethylphenol	µg/L	2,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylphenol	µg/L	2	76,5	3,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Ethylphenol	µg/L	2	0,0	0,0	0,0	0,0	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Ethylphenol	µg/L	4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl+3,5-Dimethylphenol	µg/L	4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Isopropyl+2,4,6-Trimethylphenol	µg/L	3	498,2	17,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Propylphenol	µg/L	2,5	20,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3+4-Isopropyl+2,3,6-Trimethylphenol	µg/L	7,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3+4-Propylphenol	µg/L	7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	µg/L	8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3,4,5-Trimethylphenol	µg/L	4,5	15,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe SCAP	µg/L		611,1	21,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chlorid	mg/L	0,5	39,2	39,8	42,0	43,1	45,0	41,0	44,2	42,7
Nitrit	mg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Nitrat	mg/L	1	< BG	3,8	3,9	3,5	n.g.	4,6	n.g.	3,9
Phosphat	mg/L	1	2,8	n.g.	5,2	4,9	4,8	2,0	2,1	1,9
Sulfat	mg/L	1	70,4	65,5	68,1	69,1	72,2	67,3	68,3	61,7
Eisen(II)	mg/L	0,01	0,1	< BG	0,1	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG
Eisen ges.	mg/L	0,01	122,4	142,4	122,8	160,4	122,0	132,2	154,2	134,4
TOX	LID-Wert		8	n.g.	8	n.g.	2	2	n.g.	2
MPN (Eisen(III)reduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	3,6E+05	7,2E+06	1,6E+04	n.g.	4,2E+02	5,6E+02	n.g.	5,60E+02
MPN (Sulfatreduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
Sauerstoff	mg/L	0,1	1,1	0,6	2,4	2,3	5,1	5,6	7,1	6,5
Redoxpotenzial (korrigiert)	mV	-	178,9	277,6	272,6	294,9	265,6	253,6	273	265
Redoxpotenzial (gemessen)	mV	-	-32,0	67,0	63,0	85,0	55,0	43,0	63	55
pH	-	-	7,1	7,3	7,0	7,5	7,3	7,4	7,0	7,2
Temperatur	°C	-	19,5	20,0	21,5	21,0	20,0	20,0	21,5	21,0

n.g. = Parameter nicht gemessen, BG = Bestimmungsgrenze, n.a. = nicht auswertbar

**Abbauversuch Grundwasser GWM 15
Eisen(III)red./aerob Versuchsansatz FE 2
Inkubation: Raumtemperatur**

1300 mg Eisen zudosiert

NSO-HET Stammlösung

SCAP-Stammlösung

nach Probenahme

Zugabe von

Luftsauerstoff

Parameter	Einheit	BG	06.06.12	11.06.12	05.07.12	23.07.12	24.08.12	24.09.12	30.10.12	13.12.12	09.01.13	18.04.13
Versuchsdauer	Tage			0	24	42	74	105	141	185	212	310
Benzol	µg/L	0,4	5,9	709,1	433,3	641,4	499,8	511,1	697,4	n.a.	569,8	380,8
Toluol	µg/L	0,4	2,0	700,0	642,4	642,5	519,0	498,0	552,0	82,2	48,8	< BG
Ethylbenzol	µg/L	0,3	0,6	645,7	708,8	569,9	455,7	438,7	520,9	63,1	76,5	55,8
m-, p-Xylol	µg/L	0,5	8,0	1430,5	1587,8	563,8	130,9	80,8	15,7	6,8	< BG	< BG
o-Xylol	µg/L	0,3	1,7	724,8	841,2	662,0	551,9	538,1	661,7	n.a.	778,0	452,3
Cumol	µg/L	0,3	3,7	5,5	5,2	3,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indan	µg/L	0,3	2,9	84,4	110,6	65,1	65,4	54,9	24,1	< BG	< BG	< BG
Inden	µg/L	0,1	0,3	87,7	117,0	89,9	75,3	71,2	81,6	22,9	167,3	112,9
Summe BTEX	µg/L		22,0	4215,7	4218,6	3083,5	2157,4	2066,7	2447,8	152,1	1473,1	888,9
Summe MAK	µg/L		25,2	4387,8	4446,2	3238,5	2298,0	2192,8	2553,5	175,0	1640,4	1001,8
Naphthalin	µg/L	0,2	0,2	216,8	162,8	110,2	94,4	84,6	48,5	36,6	< BG	< BG
2-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	< BG	261,9	196,4	134,3	115,1	94,2	83,5	2,9	1,5	< BG
1-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	0,6	543,8	412,9	281,6	223,0	209,4	233,8	n.a.	144,2	149,7
1,4-Dimethylnaphthalin	µg/L	0,2	0,2	339,7	261,9	178,7	145,4	143,9	152,6	n.a.	116,1	146,8
Acenaphthen	µg/L	0,2	7,8	26,6	20,5	14,2	10,4	10,3	5,1	18,0	7,9	10,9
Summe PAK	µg/L		8,7	1388,8	1054,3	719,1	588,2	542,4	523,4	57,5	269,6	307,3
Thiophen	µg/L	0,1	< BG	1038,7	675,9	641,4	858,3	854,0	1329,3	475,3	954,4	673,2
2-Methylthiophen	µg/L	0,1	0,1	466,6	437,4	441,6	417,5	400,4	508,0	147,8	413,7	270,8
3-Methylthiophen	µg/L	0,1	0,1	282,4	279,5	276,1	263,9	254,9	319,2	94,3	275,1	180,9
2,5-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	< BG	243,5	271,7	198,4	158,5	139,3	106,7	26,6	98,7	58,6
2,3-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	0,1	241,5	282,4	230,3	215,3	222,6	267,9	74,3	272,4	163,8
Benzofuran	µg/L	0,2	0,2	283,1	363,4	242,3	205,1	208,9	40,0	9,4	< BG	< BG
2+3-Methylbenzofuran	µg/L	0,2	< BG	392,6	545,0	326,8	275,2	281,1	341,8	82,9	449,9	250,0
Benzothiophen	µg/L	0,2	< BG	106,7	152,8	98,7	89,0	92,6	111,2	33,2	117,6	68,6
2,3-Dimethylbenzofuran	µg/L	0,1	0,2	189,0	260,2	169,8	136,2	142,0	164,2	44,5	167,3	86,4
Chinolin	µg/L	0,3	< BG	224,5	324,8	208,2	21,2	8,7	2,0	< BG	< BG	< BG
Isochinolin	µg/L	4,0	< BG	231,2	327,0	214,9	154,8	142,6	154,7	38,5	15,5	20,0
Indol	µg/L	0,1	0,1	132,0	182,3	115,9	0,2	0,9	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	0,2	113,9	159,5	102,7	83,6	80,4	87,7	26,5	103,7	57,3
3-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	0,2	108,4	152,1	97,7	73,0	71,3	81,4	25,4	105,2	60,3
2-Methylchinolin	µg/L	1,0	1,4	222,0	317,0	201,6	146,2	151,8	170,9	39,1	217,4	119,8
5-Methylbenzothiophen	µg/L	0,1	0,3	209,9	290,2	185,1	136,7	145,0	176,0	43,6	188,0	106,4
8-Methylchinolin	µg/L	0,2	0,2	158,4	219,7	142,4	98,3	98,4	98,9	25,8	< BG	< BG
3-Methylisochinolin	µg/L	2,0	< BG	105,5	151,0	93,4	69,0	70,0	78,3	23,0	70,1	2,7
1-Methylisochinolin	µg/L	2,0	< BG	232,0	328,8	207,5	150,5	154,4	171,6	38,1	229,0	122,7
6- + 7- Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	477,6	699,4	402,7	248,3	239,3	222,6	56,1	< BG	< BG
3-Methylchinolin	µg/L	0,2	0,6	223,1	314,7	207,4	126,7	126,5	129,8	34,0	7,8	< BG
4-Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	211,3	296,0	197,7	123,3	117,6	104,5	28,5	1,1	< BG
2,6-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	< BG	111,6	158,7	95,1	69,2	70,3	78,9	21,3	114,1	59,2
3,5-Dimethylbenzothiophen	µg/L	0,1	0,6	217,4	299,7	189,8	141,2	147,3	171,4	39,4	203,1	110,7
2,4-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	1,5	273,3	381,4	246,5	179,1	183,1	199,2	45,9	274,3	145,0
2-Phenylphenol	µg/L	0,5	< BG	120,8	171,8	102,2	80,7	81,5	91,2	27,3	5,2	< BG
Dibenzofuran	µg/L	0,1	< BG	113,2	158,3	91,0	67,2	68,8	78,8	18,6	113,6	59,1
2-Methyldibenzofuran	µg/L	0,3	0,4	0,6	0,7	0,4	0,4	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthen	µg/L	0,1	0,4	91,2	129,6	74,0	59,6	55,6	66,8	16,6	103,4	54,3
Dibenzothiophen	µg/L	0,3	< BG	90,2	135,6	71,7	56,2	54,0	64,0	16,7	120,0	63,5
Acridin	µg/L	0,3	< BG	107,5	165,7	58,8	44,1	42,8	33,1	16,2	3,6	< BG
Phenanthridin	µg/L	0,2	< BG	90,6	140,0	77,0	60,9	57,4	61,0	17,1	2,2	< BG
Carbazol	µg/L	0,2	< BG	89,7	137,7	76,0	50,7	49,4	31,2	8,2	123,6	66,7
4-Methyldibenzothiophen	µg/L	0,1	0,1	87,2	135,4	66,6	54,0	51,7	63,7	16,8	109,7	58,2
Xanthenon	µg/L	0,1	0,9	83,2	117,8	77,2	60,6	58,0	66,9	17,7	99,1	49,3
Summe NSO-HET	µg/L		7,7	7370,3	9163,4	6228,8	4974,7	4922,9	5672,8	1628,4	4958,6	2907,3
Phenol	µg/L	3	< BG	412,8	36,1	13,1	2,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
o-Kresol	µg/L	1,5	< BG	1326,8	1045,2	290,6	2,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m+p-Kresol	µg/L	3	< BG	1438,6	133,1	2,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	288,8	274,2	253,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	1488,7	1302,1	1459,4	393,8	61,9	< BG	< BG	< BG	< BG
2,5-Dimethylphenol	µg/L	2,5	< BG	270,9	293,4	465,9	383,1	447,0	235,8	37,3	< BG	< BG
2,6-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	331,9	315,8	394,1	350,3	392,1	305,8	340,1	318,8	332,6
3,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	331,8	317,5	411,3	39,9	39,3	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Ethylphenol	µg/L	2	< BG	1342,0	1281,6	1819,8	1221,4	606,9	84,9	< BG	< BG	< BG
4-Ethylphenol	µg/L	4	< BG	296,1	274,0	239,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl+3,5-Dimethylphenol	µg/L	4	< BG	885,8	236,0	335,1	239,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Isopropyl+2,4,6-Trimethylphenol	µg/L	3	< BG	925,4	868,2	1169,6	990,8	1035,0	1036,4	900,1	994,1	1006,2
2-Propylphenol	µg/L	2,5	< BG	562,8	540,0	788,3	637,3	1053,7	983,9	1198,8	758,4	888,2
3+4-Isopropyl+2,3,6-Trimethylphenol	µg/L	7,5	< BG	1138,3	1077,2	1434,4	699,3	394,8	374,9	414,9	373,6	396,7
3+4-Propylphenol	µg/L	7	< BG	1042,4	453,4	132,9	21,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	µg/L	8	< BG	731,7	709,0	934,1	760,2	1077,6	789,2	396,8	< BG	< BG
3,4,5-Trimethylphenol	µg/L	4,5	< BG	339,1	328,3	387,3	335,6	310,9	366,7	305,4	415,7	430,2
Summe SCAP	µg/L		< BG	13153,8	9485,0	10531,3	6076,9	5419,3	4177,7	3593,3	2860,5	3053,9
Chlorid	mg/L	0,5	38,1	37,2	40,3	40,1	39,3	37,4	n.g.	45,3	37,2	39,6
Nitrit	mg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	n.g.	< BG	< BG	< BG
Nitrat	mg/L	1	1,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	n.g.	< BG	< BG	< BG
Phosphat	mg/L	1	3,9	2,0	2,1	n.g.	2,7	1,7	n.g.	3,3	4,2	3,2
Sulfat	mg/L	1	65,0	68,3	69,0	68,9	68,0	66,3	n.g.	67,9	66,0	68,8
Eisen(II)	mg/L	0,01	1,9	2,1	7,6	17,3	14,7	20,3	21,3	24,3	n.g.	26,5
Eisen ges.	mg/L	0,01	2,0	138,0	145,0	139,0	143,0	128,0	140,0	134,0	n.g.	142,0
TOX	LID-Wert		2	n.g.	128,0	n.g.	64,0	128,0	n.g.	32,0	n.g.	n.g.
MPN (Eisen(III)reduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	2,6E+00	2,3E+01	n.g.	1,6E+02	7,7E+02	1,6E+03	n.g.	2,3E+03	n.g.	2,3E+03
MPN (Sulfatreduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	6,6E+00	2,6E+00	n.g.	2,6E+00	6,6E+00	n.g.	n.g.	6,6E+00	n.g.	6,6E+00
Sauerstoff	mg/L	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	0,1	< BG	< BG	< BG
Redoxpotenzial (korrigiert)	mV	-	89,9	-2,2	21,4	15,1	-30,4	-32,6	-19,1	-0,6	-20,9	-38,1
Redoxpotenzial (gemessen)	mV	-	-133,0	-212	-188	-196	-241	-243	-230	-210	-230	-246
pH	-	-	7,1	6,9	7,0	6,9	7,2	7,4	7,1	7,7	7,5	7,6
Temperatur	°C	-	12,3	21,2	21,8	19,3	20,0	20,3	19,5	21,8	22,3	24,0

n.g. = Parameter nicht gemessen, BG = Bestimmungsgrenze, n.a. = nicht auswertbar

**Abbauversuch Grundwasser GWM 15
Eisen(III)red./aerob Versuchsansatz FE 2
Inkubation: Raumtemperatur**

			aerobe Versuchsbedingungen									
Parameter	Einheit	BG	26.04.13	07.05.13	27.05.13	03.06.13	18.06.13	01.07.13	26.07.13	09.08.14		
Versuchsdauer	Tage		317	328	348	366	388	405	430	445		
Benzol	µg/L	0,4	465,8	518,2	399,2	321,8	67,2	24,3	< BG	< BG		
Toluol	µg/L	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Ethylbenzol	µg/L	0,3	60,0	17,3	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
m-, p-Xylol	µg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
o-Xylol	µg/L	0,3	592,5	421,8	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Cumol	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Indan	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Inden	µg/L	0,1	48,2	22,8	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Summe BTEX	µg/L		1118,3	957,3	399,6	321,8	67,2	24,3	< BG	< BG		
Summe MAK	µg/L		1166,4	980,2	399,9	321,8	67,2	24,3	< BG	< BG		
Naphthalin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
1-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	237,1	71,9	11,8	4,7	0,3	< BG	< BG	< BG		
1,4-Dimethylnaphthalin	µg/L	0,2	182,8	113,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Acenaphthen	µg/L	0,2	16,4	3,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Summe PAK	µg/L		436,3	188,6	11,8	4,7	0,3	0,0	< BG	< BG		
Thiophen	µg/L	0,1	834,6	953,1	765,3	1052,0	486,9	278,4	152,9	202,3		
2-Methylthiophen	µg/L	0,1	174,7	188,9	120,5	161,2	26,9	13,1	10,4	11,1		
3-Methylthiophen	µg/L	0,1	156,3	173,0	125,0	172,4	49,6	32,7	23,9	26,8		
2,5-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	52,9	68,4	0,9	0,8	0,2	0,4	< BG	< BG		
2,3-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	195,5	204,0	52,0	54,1	0,9	0,4	< BG	< BG		
Benzofuran	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2+3-Methylbenzofuran	µg/L	0,2	163,2	12,1	0,3	0,2	0,3	0,8	< BG	< BG		
Benzothiophen	µg/L	0,2	21,8	1,1	0,4	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,3-Dimethylbenzofuran	µg/L	0,1	135,2	7,0	0,2	0,1	0,2	0,3	< BG	< BG		
Chinolin	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Isochinolin	µg/L	4,0	23,4	7,9	8,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Indol	µg/L	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	57,5	0,2	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	28,0	0,3	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Methylchinolin	µg/L	1,0	177,9	20,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
5-Methylbenzothiophen	µg/L	0,1	148,4	3,4	0,6	0,8	0,4	< BG	< BG	< BG		
8-Methylchinolin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3-Methylisochinolin	µg/L	2,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
1-Methylisochinolin	µg/L	2,0	189,1	204,3	127,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
6- + 7- Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3-Methylchinolin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
4-Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,6-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	86,4	49,2	10,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3,5-Dimethylbenzothiophen	µg/L	0,1	163,3	0,9	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,4-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	224,3	238,6	187,2	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Phenylphenol	µg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Dibenzofuran	µg/L	0,1	79,2	1,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Methyldibenzofuran	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Xanthen	µg/L	0,1	68,0	27,2	2,0	0,5	1,2	0,6	< BG	< BG		
Dibenzothiophen	µg/L	0,3	70,1	0,7	0,3	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG		
Acridin	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Phenanthridin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Carbazol	µg/L	0,2	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
4-Methyldibenzothiophen	µg/L	0,1	60,6	0,9	0,4	0,4	0,3	0,5	< BG	< BG		
Xanthenon	µg/L	0,1	68,4	69,7	29,2	34,7	< BG	< BG	< BG	< BG		
Summe NSO-HE1	µg/L		3179,0	2232,9	1431,1	1478,5	566,8	327,1	187,2	240,2		
Phenol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
o-Kresol	µg/L	1,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
m+p-Kresol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,3-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,5-Dimethylphenol	µg/L	2,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2,6-Dimethylphenol	µg/L	2	26,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Ethylphenol	µg/L	2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
4-Ethylphenol	µg/L	4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3-Ethyl+3,5-Dimethylphenol	µg/L	4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Isopropyl+2,4,6-Trimethylphenol	µg/L	3	22,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
2-Propylphenol	µg/L	2,5	75,9	12,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3+4-Isopropyl+2,3,6-Trimethylphenol	µg/L	7,5	10,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3+4-Propylphenol	µg/L	7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	µg/L	8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
3,4,5-Trimethylphenol	µg/L	4,5	91,6	23,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Summe SCAP	µg/L		227,8	35,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Chlorid	mg/L	0,5	40,1	40,2	41,8	45,6	45,9	41,5	40,7	43,3		
Nitrit	mg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG		
Nitrat	mg/L	1	< BG	3,8	3,9	3,5	n.g.	4,6	4,2	4,5		
Phosphat	mg/L	1	2,7	n.g.	2,8	2,3	2,7	3,2	2,7	2,9		
Sulfat	mg/L	1	71,4	64,9	66,6	71,5	71,9	67,0	69,3	70,0		
Eisen(II)	mg/L	0,01	0,1	< BG	0,1	< BG	< BG	0,2	< BG	< BG		
Eisen ges.	mg/L	0,01	122,4	142,4	122,8	160,4	122,0	132,2	154,0	148,9		
TOX	LID-Wert		16,0	n.g.	8,0	n.g.	2,0	n.g.	n.g.	2,0		
MPN (Eisen(III)reduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	3,6E+05	7,2E+06	1,6E+04	n.g.	4,2E+02	5,6E+02	n.g.	5,60E+02		
MPN (Sulfatreduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.		
Sauerstoff	mg/L	0,1	1,1	1,2	2,4	1,7	5,1	5,6	6,8	6,5		
Redoxpotenzial (korrigiert)	mV	-	334,9	278,6	255,6	271,9	298,6	323,6	296,6	304,9		
Redoxpotenzial (gemessen)	mV	-	124	68	46	62	88	113	87	95		
pH	-	-	7,1	7,3	7,0	7,1	7,3	7,4	7,0	7,2		
Temperatur	°C	-	19,5	20,0	21,5	21,0	20,0	20,0	21,5	21,0		

n.g. = Parameter nicht gemessen, BG = Bestimmungsgrenze, n.a. = nicht auswertbar

Abbauversuch Grundwasser GWM 15
Eisen(III)red./aerob Versuchsansatz FE 3
Inkubation: Raumtemperatur

 1300 mg Eisen zudosiert
 NSO-HET Stammlösung
 SCAP-Stammlösung

 nach Probenahme
 Zugabe von
 Luftsauerstoff

Parameter	Einheit	BG	06.06.12	11.06.12	05.07.12	23.07.12	24.08.12	24.09.12	30.10.12	13.12.12	09.01.13	18.04.13
Versuchsdauer	Tag			0	24	42	74	105	141	185	212	310
Benzol	µg/L	0,4	5,9	568,0	580,0	535,1	541,6	453,5	624,2	196,2	470,9	372,3
Toluol	µg/L	0,4	2,0	570,7	572,2	545,4	546,6	457,9	519,3	75,3	54,6	< BG
Ethylbenzol	µg/L	0,3	0,6	522,1	523,1	477,0	461,5	407,9	167,4	30,4	2,1	< BG
m-, p-Xylol	µg/L	0,5	8,0	1151,9	1100,0	476,0	385,2	122,4	67,1	4,4	2,8	< BG
o-Xylol	µg/L	0,3	1,7	588,8	605,4	557,8	522,6	481,1	608,6	87,7	841,3	380,9
Cumol	µg/L	0,3	3,7	1,5	1,2	1,4	3,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indan	µg/L	0,3	2,9	69,6	78,7	53,9	51,1	142,5	118,9	29,3	< BG	< BG
Inden	µg/L	0,1	0,3	74,9	74,5	77,8	69,3	2,1	2,2	0,6	5,5	2,0
Summe BTEX	µg/L		22,0	3403,0	3381,8	2592,8	2460,5	1922,8	1986,7	394,1	1371,7	753,2
Summe Monoaromaten	µg/L		25,2	3547,5	3535,0	2724,5	2581,0	2067,4	2107,8	424,0	1377,2	755,2
Naphthalin	µg/L	0,2	0,2	179,8	213,6	91,9	101,6	80,6	43,4	< BG	< BG	< BG
2-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	< BG	216,5	267,5	118,3	118,8	102,1	4,2	< BG	< BG	< BG
1-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	0,6	455,1	559,8	253,4	202,5	201,3	203,4	339,3	128,0	128,3
1,4-Dimethylnaphthalin	µg/L	0,2	0,2	286,2	344,8	161,1	154,4	138,1	154,2	267,1	131,3	141,8
Acenaphthen	µg/L	0,2	7,8	24,3	29,1	13,6	10,7	10,7	5,1	20,2	10,1	10,9
Summe PAK	µg/L		8,7	1162,0	1414,7	638,2	588,0	532,7	410,4	626,5	269,4	280,9
Thiophen	µg/L	0,1	< BG	849,1	872,6	864,3	839,1	769,1	1177,0	459,8	700,3	595,4
2-Methylthiophen	µg/L	0,1	0,1	386,4	392,6	381,6	378,3	365,1	459,9	130,0	318,7	201,7
3-Methylthiophen	µg/L	0,1	0,1	234,1	237,7	238,8	236,3	229,0	291,8	91,5	251,4	157,1
2,5-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	< BG	199,2	203,1	173,7	159,7	156,3	174,1	39,5	150,2	72,7
2,3-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	0,1	200,3	204,6	196,7	190,7	198,9	243,9	71,2	313,8	148,2
Benzofuran	µg/L	0,2	0,2	228,1	241,8	104,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2+3-Methylbenzofuran	µg/L	0,2	< BG	326,7	353,6	277,6	258,7	248,5	318,6	79,7	552,6	211,4
Benzothiophen	µg/L	0,2	< BG	93,9	90,8	83,7	78,2	68,1	84,3	27,5	107,8	62,8
2,3-Dimethylbenzofuran	µg/L	0,1	0,2	151,0	153,5	143,7	127,5	126,7	148,1	41,8	168,1	87,3
Chinolin	µg/L	0,3	< BG	187,0	194,7	184,0	167,9	117,8	103,7	13,9	0,7	0,9
Isochinolin	µg/L	4,0	< BG	191,7	196,1	190,7	159,0	94,3	83,1	27,5	3,4	< BG
Indol	µg/L	0,1	0,1	97,1	108,7	93,6	11,3	0,9	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	0,2	95,5	95,5	88,0	81,7	77,5	93,3	26,8	101,7	54,8
3-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	0,2	94,1	91,0	84,3	78,8	68,3	81,9	26,0	107,1	60,3
2-Methylchinolin	µg/L	1,0	1,4	171,5	190,4	178,4	16,5	133,7	141,7	33,5	151,3	53,6
5-Methylbenzothiophen	µg/L	0,1	0,3	164,0	174,2	159,9	148,7	131,6	156,4	38,5	174,4	98,9
8-Methylchinolin	µg/L	0,2	0,2	129,8	130,7	125,1	118,1	94,5	97,1	20,2	0,7	0,5
3-Methylisochinolin	µg/L	2,0	< BG	89,3	90,3	82,7	74,6	49,4	47,3	13,6	3,2	2,0
1-Methylisochinolin	µg/L	2,0	< BG	179,8	197,6	187,2	180,3	130,8	125,2	33,7	201,5	118,5
6 + 7 - Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	307,2	414,0	358,5	334,4	256,4	245,4	47,0	3,1	1,8
3-Methylchinolin	µg/L	0,2	0,6	152,2	186,9	175,9	163,8	120,2	108,0	13,3	0,9	0,6
4-Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	150,3	176,4	177,4	148,1	75,7	66,3	10,5	3,0	1,6
2,6-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	< BG	75,2	94,4	84,7	78,7	52,5	49,5	17,6	92,0	53,9
3,5-Dimethylbenzothiophen	µg/L	0,1	0,6	140,5	182,2	167,6	156,5	132,9	155,5	35,6	198,4	110,1
2,4-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	1,5	169,6	227,4	220,1	213,9	160,1	169,6	42,0	261,6	143,4
2-Phenylphenol	µg/L	0,5	< BG	67,6	102,0	89,8	87,8	72,8	87,6	26,1	147,3	62,8
Dibenzofuran	µg/L	0,1	< BG	72,2	96,0	81,6	76,4	61,8	71,8	17,8	111,9	59,5
2-Methyldibenzofuran	µg/L	0,3	0,4	0,5	0,2	0,3	0,4	0,4	0,4	< BG	< BG	< BG
Xanthen	µg/L	0,1	0,4	61,0	76,4	63,5	58,1	52,6	62,1	17,2	96,6	51,6
Dibenzothiophen	µg/L	0,3	< BG	55,8	79,8	60,7	53,6	45,2	46,5	16,2	104,1	55,3
Acridin	µg/L	0,3	< BG	65,8	93,1	40,9	14,5	10,6	6,8	5,6	7,7	13,8
Phenanthridin	µg/L	0,2	< BG	58,0	79,0	58,8	49,3	37,2	24,2	1,5	< BG	< BG
Carbazol	µg/L	0,2	< BG	53,2	78,3	61,2	56,7	37,5	22,1	7,7	114,0	60,7
4-Methyldibenzothiophen	µg/L	0,1	0,1	54,1	77,5	55,8	47,0	42,2	41,1	16,9	109,5	57,3
Xanthenon	µg/L	0,1	0,9	48,8	67,3	64,3	58,7	55,7	66,6	17,7	97,9	46,8
Summe NSO-HET	µg/L		7,7	5600,6	6250,3	5599,9	4902,9	4274,4	5050,8	1467,5	4655,0	2645,1
Phenol	µg/L	3	< BG	392,8	173,9	17,2	2,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
o-Kresol	µg/L	1,5	< BG	1290,2	1185,8	1273,6	483,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m+p-Kresol	µg/L	3	< BG	1388,1	263,6	2,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	266,0	265,0	281,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	1360,7	1263,1	936,9	299,5	35,9	< BG	< BG	< BG	< BG
2,5-Dimethylphenol	µg/L	2,5	< BG	245,4	271,3	323,8	590,6	237,1	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	306,0	300,6	371,4	312,9	293,5	336,5	270,2	307,1	305,0
3,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	306,1	299,3	387,5	172,4	42,2	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Ethylphenol	µg/L	2	< BG	1239,9	1215,3	1717,7	1236,5	769,1	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Ethylphenol	µg/L	4	< BG	271,6	160,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl+3,5-Dimethylphenol	µg/L	4	< BG	821,8	225,9	313,6	234,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Isopropyl+2,4,6-Trimethylphenol	µg/L	3	< BG	848,1	818,8	1093,8	940,4	924,3	957,9	941,8	986,9	949,5
2-Propylphenol	µg/L	2,5	< BG	524,4	508,1	523,5	567,0	603,7	566,2	572,7	591,2	601,6
3+4-Isopropyl+2,3,6-Trimethylphenol	µg/L	7,5	< BG	1048,2	1021,4	1250,5	846,7	377,1	368,3	404,9	339,6	346,5
3+4-Propylphenol	µg/L	7	< BG	963,7	244,3	74,1	20,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	µg/L	8	< BG	673,0	666,4	799,7	740,3	836,5	851,3	371,2	< BG	< BG
3,4,5-Trimethylphenol	µg/L	4,5	< BG	312,1	305,6	375,2	313,9	326,5	298,4	340,0	275,7	352,8
Summe SCAP	µg/L		< BG	12257,9	9189,2	9742,5	6760,2	4445,9	3378,5	2900,8	2500,4	2555,3
Chlorid	mg/L	0,5	38,1	39,6	39,9	42,6	43,1	36,9	n.a.	42,0	44,0	45,0
Nitrit	mg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	n.a.	< BG	< BG	< BG
Nitrat	mg/L	1	1,7	< BG	< BG	< BG	2,0	< BG	n.a.	< BG	< BG	< BG
Phosphat	mg/L	1	3,9	2,4	2,0	2,0	2,8	3,4	n.a.	3,2	3,5	3,1
Sulfat	mg/L	1	65,0	66,2	67,3	68,5	68,5	63,8	n.a.	67,1	67,6	68,8
Eisen(II)	mg/L	0,01	1,9	1,2	2,1	8,2	8,4	13,1	14,7	13,4	n.g.	20,5
Eisen ges.	mg/L	0,01	2,0	167,4	153,0	135,0	135,2	130,8	149,0	159,0	n.g.	164,0
TOX	LID-Wert		2	n.g.	128,0	n.g.	64,0	128,0	n.g.	64,0	n.g.	16,0
MPN (Eisen(III)reduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	2,6E+00	3,56E+01	n.g.	5,62E+02	5,62E+02	1,09E+03	n.g.	1,51E+03	n.g.	3,56E+04
MPN (Sulfatreduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	6,6E+00	2,6E+01	n.g.	2,6E+00	6,6E+00	n.g.	n.g.	6,6E+00	n.g.	6,6E+00
Sauerstoff	mg/L	0,1	< BG	0,0	0,1	0,0	0,0	0,1	0,1	0,1	0,1	0,0
Redoxpotenzial (korrigiert)	mV	-	89,9	75	42	-10	-57	-37	-39	-51	-59	-60
Redoxpotenzial (gemessen)	mV	-	-133,0	-134	-168	-220	-267	-247	-250	-261	-269	-270
pH	-	-	7,1	7,2	7,1	7,2	7,1	7,4	7,3	7,5	7,6	7,6
Temperatur	°C	-	12,3	23,1	21,2	20,7	21,3	20,7	19,5	21,5	21,3	20,5

n.g. = Parameter nicht gemessen, BG = Bestimmungsgrenze, n.a. = nicht auswertbar

**Abbauversuch Grundwasser GWM 15
Eisen(III)red./aerob Versuchsansatz FE 3
Inkubation: Raumtemperatur**

aerobe Versuchsbedingungen

Parameter	Einheit	BG	26.04.13	07.05.13	27.05.13	03.06.13	18.06.13	01.07.13	26.07.13	09.08.14
Versuchsdauer	Tage		317	328	348	366	388	405	430	445
Benzol	µg/L	0,4	441,9	73,6	1,5	1,8	< BG	< BG	< BG	< BG
Toluol	µg/L	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Ethylbenzol	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m-, p-Xylol	µg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
o-Xylol	µg/L	0,3	556,0	401,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Cumol	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indan	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Inden	µg/L	0,1	5,0	1,9	0,2	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe BTEX	µg/L		998,0	475,3	1,5	1,8	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe Monoaromaten	µg/L		3164,5	477,2	1,7	2,0	< BG	< BG	< BG	< BG
Naphthalin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	124,9	73,4	21,5	13,4	0,3	< BG	< BG	< BG
1,4-Dimethylnaphthalin	µg/L	0,2	166,4	133,0	13,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Acenaphthen	µg/L	0,2	14,7	5,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe PAK	µg/L		306,0	212,0	34,6	13,4	0,3	< BG	< BG	< BG
Thiophen	µg/L	0,1	781,8	615,0	356,9	506,9	336,1	317,4	300,4	312,7
2-Methylthiophen	µg/L	0,1	184,5	156,8	90,1	126,7	44,4	33,7	25,9	29,2
3-Methylthiophen	µg/L	0,1	156,9	136,1	89,1	126,9	59,4	49,1	41,8	40,3
2,5-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	156,7	94,5	0,9	1,2	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	199,1	175,3	55,6	61,8	5,4	1,3	< BG	< BG
Benzofuran	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2+3-Methylbenzofuran	µg/L	0,2	172,3	24,8	0,2	0,0	< BG	< BG	< BG	< BG
Benzothiophen	µg/L	0,2	23,7	1,0	0,3	1,0	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylbenzofuran	µg/L	0,1	131,8	24,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chinolin	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Isochinolin	µg/L	4,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Indol	µg/L	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	55,6	0,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	30,2	0,6	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methylchinolin	µg/L	1,0	162,9	152,5	0,3	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG
5-Methylbenzothiophen	µg/L	0,1	138,0	11,0	0,5	1,0	0,3	0,3	< BG	< BG
8-Methylchinolin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylisochinolin	µg/L	2,0	3,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
1-Methylisochinolin	µg/L	2,0	171,4	80,9	54,3	0,4	< BG	< BG	< BG	< BG
6- + 7- Methylchinolin	µg/L	0,3	2,1	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Methylchinolin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methylchinolin	µg/L	0,3	1,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	77,7	73,9	18,3	14,5	< BG	< BG	< BG	< BG
3,5-Dimethylbenzothiophen	µg/L	0,1	149,5	7,0	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	202,0	210,5	187,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Phenylphenol	µg/L	0,5	53,8	9,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzofuran	µg/L	0,1	70,8	8,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Methyldibenzofuran	µg/L	0,3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthen	µg/L	0,1	57,6	37,9	2,7	0,8	< BG	< BG	< BG	< BG
Dibenzothiophen	µg/L	0,3	57,0	1,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Acridin	µg/L	0,3	3,4	1,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phenanthridin	µg/L	0,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Carbazol	µg/L	0,2	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Methyldibenzothiophen	µg/L	0,1	54,7	4,8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Xanthenon	µg/L	0,1	62,2	64,0	38,3	49,6	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe NSO-HE1	µg/L		3160,1	1893,1	894,9	890,8	445,5	401,7	368,1	382,2
Phenol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
o-Kresol	µg/L	1,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
m+p-Kresol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,3-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,5-Dimethylphenol	µg/L	2,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2,6-Dimethylphenol	µg/L	2	51,7	12,4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Ethylphenol	µg/L	2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
4-Ethylphenol	µg/L	4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl+3,5-Dimethylphenol	µg/L	4	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Isopropyl+2,4,6-Trimethylphenol	µg/L	3	259,7	31,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
2-Propylphenol	µg/L	2,5	45,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3+4-Isopropyl+2,3,6-Trimethylphenol	µg/L	7,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3+4-Propylphenol	µg/L	7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	µg/L	8	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
3,4,5-Trimethylphenol	µg/L	4,5	50,2	8,2	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Summe SCAP	µg/L		407,1	51,7	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Chlorid	mg/L	0,5	38,3	39,4	42,1	40,5	44,2	40,5	39,9	42,5
Nitrit	mg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Nitrat	mg/L	1	< BG	< BG	1,9	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Phosphat	mg/L	1	2,9	6,8	7,7	7,5	6,9	0,8	3,7	1,2
Sulfat	mg/L	1	69,5	66,3	69,5	67,9	72,5	69,5	69,8	69,8
Eisen(II)	mg/L	0,01	0,1	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Eisen ges.	mg/L	0,01	141,4	190,2	230,6	210,6	190,3	187,0	178,9	192,3
TOX	LID-Wert		n.g.	n.g.	4,00	n.g.	4,00	2,00	n.g.	2,00
MPN (Eisen(III)reduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	n.g.	7,19E+05	9,00E+03	n.g.	2,60E+03	1,63E+03	n.g.	5,60E+02
MPN (Sulfatreduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	n.g.	< BG	< BG	n.g.	< BG	< BG	n.g.	< BG
Sauerstoff	mg/L	0,1	1,1	0,6	2,7	2,3	5,1	4,6	7,1	6,5
Redoxpotenzial (korrigiert)	mV	-	178,9	277,6	272,6	294,9	265,6	253,6	273	265
Redoxpotenzial (gemessen)	mV	-	-32,0	67,0	63,0	85,0	55,0	43,0	63	55
pH	-	-	7,1	7,3	7,0	7,5	7,3	7,4	7,0	7,2
Temperatur	°C	-	19,5	20,0	21,5	21,0	20,0	20,0	21,5	21,0

n.g. = Parameter nicht gemessen, BG = Bestimmungsgrenze, n.a. = nicht auswertbar

Abbauversuch Grundwasser GWM 15
Eisen(III)/red./aerob Sterilkontrolle
Inkubation: Raumtemperatur

 1300 mg Eisen zudosiert
 NSO-HET Stammlösung
 SCAP-Stammlösung

 nach Probenahme
 Zugabe von
 Luftsauerstoff

Parameter	Einheit	BG	06.06.12	11.06.12	05.07.12	23.07.12	24.08.12	24.09.12	30.10.12	13.12.12	09.01.13	18.04.13
Versuchsdauer	Tage			0	24	42	74	105	141	185	212	310
Benzol	µg/L	0,4	5,9	765,6	475,8	646,5	653,0	482,8	727,5	703,5	684,2	414,0
Toluol	µg/L	0,4	2,0	762,1	659,3	667,2	668,0	510,8	522,7	635,5	696,1	623,8
Ethylbenzol	µg/L	0,3	0,6	690,7	744,4	581,2	560,4	449,7	464,2	580,9	616,2	505,6
m-, p-Xylol	µg/L	0,5	8,0	1518,8	1642,5	1256,8	1167,6	968,2	1007,5	1373,5	1294,6	1045,1
o-Xylol	µg/L	0,3	1,7	771,9	867,4	650,7	617,2	502,3	520,8	658,8	696,1	579,6
Cumol	µg/L	0,3	3,7	4,8	5,7	4,1	3,9	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
Indan	µg/L	0,3	2,9	90,6	114,7	62,3	61,6	150,0	151,9	127,2	237,7	386,3
Inden	µg/L	0,1	0,3	73,8	88,1	0,0	84,7	61,4	64,9	74,9	144,1	64,3
Summe BTEX	µg/L		22,0	4513,9	4395,0	3806,5	3670,1	2913,7	3242,8	3952,1	3987,3	3168,0
Summe MAK	µg/L		25,2	4678,4	4597,7	3868,8	3816,4	3125,1	3459,6	4154,3	4369,0	3618,6
Naphthalin	µg/L	0,2	0,2	183,2	154,9	100,9	105,1	82,8	84,3	99,8	94,5	84,3
2-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	< BG	237,7	187,5	121,1	117,8	105,5	109,1	116,7	115,6	102,9
1-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	0,6	505,3	396,1	250,1	199,0	213,6	222,2	218,9	238,7	217,5
1,4-Dimethylnaphthalin	µg/L	0,2	0,2	318,8	232,3	150,7	143,9	141,9	151,3	151,5	159,1	150,7
Acenaphthen	µg/L	0,2	7,8	28,2	20,4	13,6	10,9	11,5	12,3	11,5	12,2	11,7
Summe PAK	µg/L		8,7	1273,2	991,2	636,4	576,7	555,2	579,3	598,4	620,1	567,0
Thiophen	µg/L	0,1	< BG	1099,8	696,6	634,4	984,1	801,9	1133,2	1267,9	931,4	646,0
2-Methylthiophen	µg/L	0,1	0,1	501,9	435,9	449,1	444,7	397,4	413,5	532,7	448,5	494,0
3-Methylthiophen	µg/L	0,1	0,1	310,0	278,3	270,9	271,9	239,4	264,7	312,8	276,6	183,0
2,5-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	< BG	258,9	277,4	221,7	212,4	229,5	237,2	342,3	252,0	374,1
2,3-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	0,1	257,0	289,2	225,0	221,6	209,1	212,4	261,0	260,2	390,0
Benzofuran	µg/L	0,2	0,2	287,1	365,8	238,7	235,8	196,7	198,3	246,6	276,2	188,3
2+3-Methylbenzofuran	µg/L	0,2	< BG	390,6	502,9	303,1	299,1	254,2	259,6	324,0	435,4	245,0
Benzothiophen	µg/L	0,2	< BG	104,5	148,9	87,5	85,9	82,5	84,9	103,4	120,8	68,7
2,3-Dimethylbenzofuran	µg/L	0,1	0,2	178,6	248,3	153,9	140,9	130,7	135,1	160,9	184,3	101,2
Chinolin	µg/L	0,3	< BG	216,9	317,4	195,9	193,0	158,0	152,3	171,5	224,7	135,8
Isochinolin	µg/L	4,0	< BG	225,5	346,6	207,1	202,4	156,9	149,8	164,8	224,6	139,7
Indol	µg/L	0,1	0,1	123,9	175,8	109,5	111,0	87,7	89,2	91,4	137,3	72,0
2-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	0,2	109,0	156,9	91,8	87,2	79,4	81,3	98,6	114,5	63,1
3-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	0,2	104,0	149,5	88,0	84,2	69,8	71,3	85,6	117,5	63,1
2-Methylchinolin	µg/L	1,0	1,4	212,0	305,6	185,8	182,2	146,3	140,6	159,1	139,8	124,3
5-Methylbenzothiophen	µg/L	0,1	0,3	199,0	283,2	219,9	163,5	133,7	139,9	175,1	218,2	112,4
8-Methylchinolin	µg/L	0,2	0,2	149,7	213,2	132,2	129,0	104,4	107,2	122,3	110,7	105,1
3-Methylisochinolin	µg/L	2,0	< BG	99,5	147,1	86,9	80,9	67,0	65,5	73,8	68,1	60,2
1-Methylisochinolin	µg/L	2,0	< BG	218,2	320,8	194,5	191,5	149,1	145,0	163,0	146,4	129,2
6- + 7- Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	450,1	691,4	375,7	365,5	295,0	291,2	329,8	427,1	244,9
3-Methylchinolin	µg/L	0,2	0,6	208,2	307,4	184,6	178,4	138,6	124,6	156,8	150,1	129,0
4-Methylchinolin	µg/L	0,3	< BG	197,2	285,8	184,2	184,5	142,8	136,6	152,4	134,6	125,1
2,6-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	< BG	102,9	154,1	88,9	87,7	66,9	65,5	74,7	71,7	60,1
3,5-Dimethylbenzothiophen	µg/L	0,1	0,6	203,0	290,8	174,5	164,7	136,4	137,9	164,5	132,8	109,7
2,4-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	1,5	257,1	361,8	221,5	225,8	175,6	170,5	187,3	170,7	147,4
2-Phenylphenol	µg/L	0,5	< BG	108,1	169,9	91,4	92,4	72,7	73,8	86,9	91,3	76,3
Dibenzofuran	µg/L	0,1	< BG	103,3	154,9	84,9	81,8	64,6	65,0	75,8	72,7	58,3
2-Methyldibenzofuran	µg/L	0,3	0,4	0,7	0,8	0,5	0,4	0,4	0,4	n.a.	0,7	0,7
Xanthen	µg/L	0,1	0,4	84,2	125,1	69,2	66,3	59,0	59,2	68,7	62,4	56,0
Dibenzothiophen	µg/L	0,3	< BG	83,9	129,5	64,1	60,2	53,2	54,1	66,3	65,7	54,2
Acridin	µg/L	0,3	< BG	100,5	159,1	79,5	76,7	62,5	63,6	73,2	73,2	64,1
Phenanthridin	µg/L	0,2	< BG	85,3	132,6	68,1	64,9	59,3	59,9	67,4	72,8	61,6
Carbazol	µg/L	0,2	< BG	83,7	131,0	65,1	63,1	28,3	47,3	31,2	73,8	61,2
4-Methyldibenzothiophen	µg/L	0,1	0,1	83,8	129,2	58,3	53,9	50,4	52,1	66,2	65,0	54,4
Xanthenon	µg/L	0,1	0,9	76,7	113,2	68,6	64,6	57,6	59,0	68,0	61,0	51,6
Summe NSO-HET	µg/L		7,7	7274,8	8995,9	5975,0	6152,1	5157,1	5541,9	6526,9	6412,7	5049,7
Phenol	µg/L	3	< BG	401,1	407,2	493,7	434,0	1269,7	2151,8	488,2	492,3	498,4
o-Kresol	µg/L	1,5	< BG	1345,5	1359,8	2297,2	1667,5	2602,9	2365,6	1749,2	1499,0	1219,8
m+p-Kresol	µg/L	3	< BG	1388,7	1468,2	2899,7	1918,9	3280,5	2943,8	1802,6	2075,0	1360,0
2,3-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	265,3	270,4	312,2	282,6	378,8	356,2	301,2	285,2	355,0
2,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	1299,9	1348,3	1495,6	1381,3	1326,3	1839,2	1299,5	1195,5	1272,7
2,5-Dimethylphenol	µg/L	2,5	< BG	254,9	286,7	399,1	313,6	363,8	338,5	315,2	245,7	338,0
2,6-Dimethylphenol	µg/L	2	< BG	302,8	303,8	353,6	320,1	438,8	421,1	332,5	328,5	384,3
3,4-Dimethylphenol	µg/L	3	< BG	322,4	308,3	374,8	335,1	461,2	431,5	325,9	324,0	384,0
2-Ethylphenol	µg/L	2	< BG	1386,6	1249,7	1668,2	1434,8	1961,3	1877,4	1444,2	1323,5	1362,9
4-Ethylphenol	µg/L	4	< BG	274,0	271,9	318,3	288,1	368,1	354,2	278,9	256,8	333,5
3-Ethyl+3,5-Dimethylphenol	µg/L	4	< BG	992,1	826,1	1203,4	1007,2	1365,1	1202,9	983,4	1051,3	1027,2
2-Isopropyl+2,4,6-Trimethylphenol	µg/L	3	< BG	896,9	852,7	1050,7	933,4	1200,8	725,2	982,7	901,7	1065,4
2-Propylphenol	µg/L	2,5	< BG	548,0	524,0	601,8	557,9	803,5	767,7	597,7	517,9	619,0
3+4-Isopropyl+2,3,6-Trimethylphenol	µg/L	7,5	< BG	1093,8	1061,0	1319,7	1158,2	1459,5	1377,8	1103,4	1057,2	1253,7
3+4-Propylphenol	µg/L	7	< BG	1038,1	957,8	1258,0	1084,7	1028,3	1445,2	1005,0	1021,3	1150,8
3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	µg/L	8	< BG	699,7	678,8	860,2	746,2	946,4	900,2	761,1	715,3	844,9
3,4,5-Trimethylphenol	µg/L	4,5	< BG	295,0	311,4	356,4	320,9	399,6	380,2	317,6	317,1	366,0
Summe SCAP	µg/L		< BG	11095,9	10928,1	15219,5	12414,5	17231,9	17569,5	12318,1	11959,9	12088,5
Chlorid	mg/L	0,5	38,1	40,5	35,8	44,4	42,5	80,7	71,7	n.a.	75,6	80,2
Nitrit	mg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	n.a.	< BG	< BG
Nitrat	mg/L	1	1,7	Azid	Azid	Azid	Azid	Azid	Azid	n.a.	Azid	Azid
Phosphat	mg/L	1	3,9	2,2	n.n.	3,8	3,1	5,8	6,3	n.a.	4,9	4,8
Sulfat	mg/L	0,1	65,0	68,1	60,1	69,5	72,1	70,5	64,9	n.a.	74,6	74,8
Eisen(II)	mg/L	0,01	1,9	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
Eisen ges.	mg/L	0,01	2,0	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
TOX	LID-Wert		2	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
MPN (Eisen(III)/reduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	2,6E+00	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
MPN (Sulfatreduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	6,6E+00	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
Sauerstoff	mg/L	0,1	< BG	< BG	< BG	0,1	0,1	0,1	0,1	0,2	0,2	0,2
Redoxpotenzial (korrigiert)	mV	-	89,9	87	155	96	95	95	98	95	98	99
Redoxpotenzial (gemessen)	mV	-	-133,0	-121	-54	-115	-114	-116	-112	-115	-111	-110
pH	-	-	7,1	7,2	7,2	7,5	7,1	7,2	7,4	7,3	7,3	7,6
Temperatur	°C	-	12,3	23,8	22,1	18,9	22,1	20,1	20,5	21,0	22,7	23,0

n.g. = Parameter nicht gemessen, BG = Bestimmungsgrenze, n.a. = nicht auswertbar

Abbauversuch Grundwasser GWM 15
Eisen(III)red./aerob Sterilkontrolle
Inkubation: Raumtemperatur

aerobe Versuchsbedingungen

Parameter	Einheit	BG	26.04.13	07.05.13	27.05.13	03.06.13	18.06.13	01.07.13	26.07.13	09.08.14
Versuchsdauer	Tage		317	328	348	366	388	405	430	445
Benzol	µg/L	0,4	580,6	638,5	617,6	659,8	516,4	535,9	526,2	549,0
Toluol	µg/L	0,4	611,5	677,2	624,8	723,9	543,6	538,3	541,0	561,9
Ethylbenzol	µg/L	0,3	520,6	583,3	518,9	628,5	480,7	473,5	477,1	487,6
m-, p-Xylol	µg/L	0,5	1119,1	1232,9	1084,0	1362,2	1040,3	1027,0	1033,6	1046,2
o-Xylol	µg/L	0,3	594,1	668,4	580,4	714,4	550,5	541,4	546,0	554,6
Cumol	µg/L	0,3	3,7	4,1	n.a.	n.a.	n.a.	3,4	3,9	3,4
Indan	µg/L	0,3	57,9	68,5	58,8	68,1	171,2	163,1	167,1	140,1
Inden	µg/L	0,1	49,1	53,0	44,9	47,6	36,2	33,3	34,8	37,3
Summe BTEX	µg/L		3429,5	3804,4	3425,6	4088,8	3131,6	3119,6	2921,1	2991,2
Summe MAK	µg/L		3536,5	3925,9	3529,4	4204,4	3339,0	3316,0	3109,8	3157,0
Naphthalin	µg/L	0,2	93,6	n.a.	104,7	125,6	91,1	87,5	89,3	93,1
2-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	119,3	66,4	117,8	148,6	116,2	115,1	115,6	116,2
1-Methylnaphthalin	µg/L	0,2	250,4	93,5	186,4	250,9	233,8	239,3	236,5	224,0
1,4-Dimethylnaphthalin	µg/L	0,2	156,3	108,4	129,3	180,5	154,7	167,6	161,1	153,2
Acenaphthen	µg/L	0,2	12,7	3,5	9,1	12,1	11,4	12,4	11,9	11,2
Summe PAK	µg/L		632,3	271,8	547,3	717,8	607,1	621,8	614,5	597,7
Thiophen	µg/L	0,1	899,5	999,8	932,3	1299,0	861,1	877,7	869,4	885,1
2-Methylthiophen	µg/L	0,1	420,0	466,8	428,6	617,9	430,4	424,6	427,5	427,8
3-Methylthiophen	µg/L	0,1	256,5	284,9	260,9	375,8	261,4	256,9	259,1	259,6
2,5-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	205,1	229,4	200,8	303,0	250,9	246,6	248,7	236,7
2,3-Dimethylthiophen	µg/L	0,1	211,6	236,8	211,4	277,3	230,1	223,0	226,5	222,8
Benzofuran	µg/L	0,2	228,0	259,2	230,2	295,2	222,2	213,7	218,0	221,0
2+3-Methylbenzofuran	µg/L	0,2	258,7	298,6	251,7	300,8	256,5	243,9	250,2	250,6
Benzothiophen	µg/L	0,2	86,2	101,6	85,3	141,4	91,3	88,4	89,8	88,7
2,3-Dimethylbenzofuran	µg/L	0,1	143,3	166,8	133,1	180,3	138,5	134,4	136,5	135,6
Chinolin	µg/L	0,3	185,5	219,9	195,6	251,6	165,5	157,4	161,4	170,0
Isochinolin	µg/L	4,0	201,2	237,0	211,5	285,4	169,7	161,1	165,4	176,9
Indol	µg/L	0,1	101,5	123,8	110,3	163,4	94,8	91,1	93,0	97,3
2-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	85,5	102,3	86,0	138,0	88,0	84,9	86,5	86,4
3-Methylbenzothiophen	µg/L	0,2	81,1	98,1	82,5	132,8	78,2	75,2	76,7	78,1
2-Methylchinolin	µg/L	1,0	168,8	202,6	180,3	236,7	154,6	148,5	151,5	158,7
5-Methylbenzothiophen	µg/L	0,1	157,9	189,4	161,5	255,6	149,0	144,6	146,8	150,4
8-Methylchinolin	µg/L	0,2	119,9	145,3	128,3	167,0	115,6	113,3	114,4	117,9
3-Methylisochinolin	µg/L	2,0	78,8	96,3	81,1	112,5	72,8	69,1	70,9	73,5
1-Methylisochinolin	µg/L	2,0	177,0	214,8	192,8	255,6	160,2	152,7	156,4	165,5
6- + 7- Methylchinolin	µg/L	0,3	332,3	413,3	366,2	519,2	322,0	307,5	314,8	327,6
3-Methylchinolin	µg/L	0,2	167,3	203,3	181,5	257,6	148,4	134,6	141,5	151,5
4-Methylchinolin	µg/L	0,3	165,2	203,4	182,5	243,0	153,7	143,2	148,4	157,0
2,6-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	79,1	97,5	87,3	113,5	73,9	70,0	71,9	75,8
3,5-Dimethylbenzothiophen	µg/L	0,1	152,9	188,2	160,1	244,7	149,6	144,8	147,2	150,4
2,4-Dimethylchinolin	µg/L	0,3	203,0	253,4	228,1	300,5	190,5	181,8	186,1	196,6
2-Phenylphenol	µg/L	0,5	93,6	112,1	92,1	136,9	84,1	78,5	81,3	84,0
Dibenzofuran	µg/L	0,1	74,1	92,6	79,8	122,7	72,6	68,9	70,8	73,0
2-Methyldibenzofuran	µg/L	0,3	0,5	0,6	0,5	0,7	0,5	0,4	0,4	0,5
Xanthen	µg/L	0,1	64,3	78,9	63,4	95,0	63,4	60,0	61,7	62,1
Dibenzothiophen	µg/L	0,3	62,1	76,9	59,9	104,7	60,7	58,5	59,6	59,7
Acridin	µg/L	0,3	78,9	97,9	75,7	112,7	70,9	68,6	69,8	71,2
Phenanthridin	µg/L	0,2	68,8	82,2	64,4	97,5	67,1	65,3	66,2	65,8
Carbazol	µg/L	0,2	65,6	79,7	61,9	91,4	53,5	51,8	52,7	55,0
4-Methyldibenzothiophen	µg/L	0,1	58,2	73,2	53,5	89,2	58,5	57,5	58,0	56,9
Xanthenon	µg/L	0,1	68,5	81,9	64,5	94,0	65,4	63,5	64,5	64,5
Summe NSO-HEI	µg/L		5800,2	6808,5	5985,5	8412,4	5625,5	5462,1	5543,8	5654,2
Phenol	µg/L	3	484,8	474,4	490,5	747,6	570,8	578,8	515,3	522,9
o-Kresol	µg/L	1,5	979,9	1820,8	1316,3	1777,4	1638,2	1437,8	1311,5	1523,4
m+p-Kresol	µg/L	3	1965,4	2216,1	1709,3	2349,5	2091,6	1806,3	1922,1	1981,5
2,3-Dimethylphenol	µg/L	2	188,5	310,8	281,6	289,5	294,0	308,7	254,7	291,4
2,4-Dimethylphenol	µg/L	3	818,2	1356,1	1130,1	1148,0	1211,4	1183,6	1053,2	1197,6
2,5-Dimethylphenol	µg/L	2,5	379,0	387,3	217,7	226,3	277,1	260,7	165,0	271,0
2,6-Dimethylphenol	µg/L	2	247,5	346,9	321,4	339,6	336,0	348,4	301,7	332,3
3,4-Dimethylphenol	µg/L	3	213,1	360,4	307,7	333,4	333,8	341,7	284,9	329,0
2-Ethylphenol	µg/L	2	939,3	1472,6	1248,8	1448,3	1389,9	1353,3	1192,7	1339,5
4-Ethylphenol	µg/L	4	118,7	308,6	243,7	255,2	269,2	277,5	210,5	265,5
3-Ethyl+3,5-Dimethylphenol	µg/L	4	923,4	1074,2	978,0	1090,6	1047,6	1031,9	983,0	1029,7
2-Isopropyl+2,4,6-Trimethylphenol	µg/L	3	589,2	1004,3	879,1	924,2	935,9	956,2	801,4	920,6
2-Propylphenol	µg/L	2,5	333,0	589,6	516,6	578,0	561,4	571,2	470,3	543,7
3+4-Isopropyl+2,3,6-Trimethylphenol	µg/L	7,5	598,1	1222,4	985,1	1053,6	1087,0	1097,5	890,1	1070,0
3+4-Propylphenol	µg/L	7	655,2	1149,0	937,0	896,2	994,0	994,6	862,1	1001,9
3-Ethyl-5-Methyl+2,3,5-Trimethylphenol	µg/L	8	440,9	801,6	682,3	716,1	733,3	747,8	618,8	722,7
3,4,5-Trimethylphenol	µg/L	4,5	229,0	339,1	304,2	315,4	319,6	328,5	284,3	317,3
Summe SCAP	µg/L		8950,7	13401,3	10992,8	12707,3	12367,1	11929,5	10643,9	11991,6
Chlorid	mg/L	0,5	37,3	39,7	40,1	41,8	45,1	41,4	43,3	42,5
Nitrit	mg/L	0,5	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG	< BG
Nitrat	mg/L	1	Azid	Azid	Azid	Azid	Azid	Azid	Azid	Azid
Phosphat	mg/L	1	3,9	3,6	n.g.	5,5	5,2	7,1	6,2	n.a.
Sulfat	mg/L	1	58,5	66,3	64,3	70,0	71,7	69,1	70,4	68,9
Eisen(II)	mg/L	0,01	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
Eisen ges.	mg/L	0,01	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
TOX	LID-Wert		n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
MPN (Eisen(III)reduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
MPN (Sulfatreduzierer)	Zellen/ml	6,6E+00	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.	n.g.
Sauerstoff	mg/L	0,1	2,0	6,3	6,8	6,5	7,2	6,8	6,9	6,1
Redoxpotenzial (korrigiert)	mV	-	258	224	274	242	168	115	283	147
Redoxpotenzial (gemessen)	mV	-	47	75	64	82	92	95	72	103
pH	-	-	7,2	7,5	7,3	7,3	7,3	7,6	7,4	7,4
Temperatur	°C	-	20,1	22,7	20,9	21,0	20,2	20,7	20,1	20,5

n.g. = Parameter nicht gemessen, BG = Bestimmungsgrenze, n.a. = nicht auswertbar
